

La maladie des feuilles jaunes en cuillère (ou TYLCV) continue d'infliger de temps à autre des pertes sur tomate dans la plaine du Souss Massa. L'apparition de cette épidémie est attribuée d'une part à l'introduction de nouvelles souches du virus et à l'apparition de nouveaux biotypes de son vecteur *Bemisia tabaci* qualifiés de résistants, à potentiel reproducteur plus élevé et à capacité de transmission rapide. Le présent livre expose une étude bioécologique qui a permis de suivre périodiquement l'évolution des symptômes du virus et les populations de *B.tabaci* à l'état larvaire et imaginal en adaptant des techniques rapides et efficaces de contrôle et de détection. Les résultats d'une pareille étude ne permettent pas à eux seuls de lutter efficacement contre cette maladie et son vecteur si l'on ne tient pas compte d'autres aspects pour mieux maîtriser le système de prévention et de protection intégrée. Les mesures vers lesquelles se sont orientés les producteurs de la région (Prophylactiques, biologiques, chimique, introduction de nouvelles variétés tolérantes, développement de barrières...) ont permis au moins de maîtriser un système de contrôle adéquat.



Abdeslam Benazoun, Professeur universitaire. Chercheur Entomologiste. Expert: Production & Protection Intégrée des cultures. Docteur d'État (1988) & Docteur ingénieur (1984): Univ.P&M. Curie. Paris VI. Responsabilités diverses. Formation professionnelle. Encadrement. Coordination de projets. Développement & rayonnement. Auteur de 50 articles publiés.



978-620-2-28103-4



Abdeslam Benazoun

## Les bases d'un programme de lutte contre *Bemisia Tabaci* sur Tomate

**Abdeslam Benazoun**

**Les bases d'un programme de lutte contre Bemisia Tabaci sur  
Tomate**



**Abdeslam Benazoun**

**Les bases d'un programme de lutte  
contre Bemisia Tabaci sur Tomate**

**Éditions universitaires européennes**

## **Imprint**

Any brand names and product names mentioned in this book are subject to trademark, brand or patent protection and are trademarks or registered trademarks of their respective holders. The use of brand names, product names, common names, trade names, product descriptions etc. even without a particular marking in this work is in no way to be construed to mean that such names may be regarded as unrestricted in respect of trademark and brand protection legislation and could thus be used by anyone.

Cover image: [www.ingimage.com](http://www.ingimage.com)

Publisher:

Éditions universitaires européennes

is a trademark of

International Book Market Service Ltd., member of OmniScriptum Publishing Group

17 Meldrum Street, Beau Bassin 71504, Mauritius

Printed at: see last page

**ISBN: 978-620-2-28103-4**

Copyright © Abdeslam Benazoun

Copyright © 2018 International Book Market Service Ltd., member of OmniScriptum Publishing Group

All rights reserved. Beau Bassin 2018

## AVANT PROPOS

Le présent ouvrage se veut avant tout "Pratique". Il a pour objectif d'éclairer l'agriculteur, gérant, caporal, ouvrier, technicien, ingénieur agronome, étudiant et tout producteur de tomate, sur l'importance de ce duo "mouches blanches" et maladie des feuilles jaunes de tomate en cuillère (ou *TYLCV*).

Le lecteur doit tout d'abord se rappeler que l'appellation "Mouches blanches" ou "Aleurodes", n'a rien de commun avec le terme "Mouches" tout court à part qu'elles appartiennent toutes les deux à la classe des insectes. En Entomologie générale, les deux types de mouches sont très éloignés à tous les niveaux: Morphologie, biologie, type de développement, importance économique, nature de dégâts, plantes hôtes, etc. Sur le plan systématique, les mouches blanches sont des *Homoptères Sternorrhynques* à développement allométabole, avec deux paires d'ailes couvertes d'une fine poudre cireuse blanche, alors que les "mouches" sont des *Diptères Brachycères* ou *Cyclorrhaphes* à développement holométabole avec une seule paire d'ailes membraneuses. Même au sein des mouches blanches, plusieurs espèces sont connues à travers le monde, elles ne sont pas toutes inféodées à la tomate; elles peuvent être polyphages ou spécifiques; elles vivent sur Agrumes, Olivier, Cultures maraîchères, Cultures industrielles (Cotonnier, Tabac...), Plantes ornementales et autres

Le document a pour ambition d'inviter chacun de nous à adopter son attitude à l'égard de ces mouches en fonction de leur statut en qualité de "ravageur" ou de "vecteur de virus". Tel est le cas de l'Aleurode du tabac *Bemisia tabaci Gennadius*, signalé depuis des années sur Cotonnier dans la plaine du Tadla; il y passait inaperçu en face des Noctuelles qui infligeaient à l'époque d'importants dégâts sur les feuilles et les capsules de la culture. Son adaptation aux cultures sous serre remonte aux années 1990 ou même avant; sa présence était probablement masquée par celle de l'Aleurode des serres *Trialeurodes vaporariorum* dont l'impact n'était pas si inquiétant. Mais avec l'introduction récente du *TYLCV*, les Aleurodes commençaient à attirer l'attention des producteurs qui se plongeaient de temps à autre dans une zizanie, surtout lorsqu'ils se sont rendus compte de l'existence de nouvelles souches d'Aleurodes résistantes aux insecticides et capables de compromettre en un clin d'œil leurs productions. Ce n'étaient en réalité que les nouveaux biotypes de

*B.tabaci* notamment, le biotype Q dont la présence fut confirmée dans la région après une série d'analyses.

Ce livre se propose de donner une synthèse du travail réalisé entre 2000 et 2005 dans le cadre d'un programme de recherche thématique (**PROTARS n° P5T2/02**) menée dans la région du Souss-Massa sur le vecteur *Bemisia tabaci* de la maladie des feuilles jaune en cuillère de la tomate (ou *TYLCV*).

Le lecteur ne peut s'attendre à trouver des réponses exhaustives à tous les problèmes liés aux mouches blanches. Il trouvera seulement des principes de base, des méthodologies, des techniques, des pronostics sur l'état des infestations par le *TYLCV* et le niveau des pullulations des deux Aleurodes et enfin des méthodes, actuellement possibles pour lutter efficacement contre ces problèmes.

La première partie est consacrée à *Bemisia tabaci*, principal vecteur de *TYLCV*. Elle décrit sa position systématique, ses biotypes, son importance économique, la nature de ses dégâts, ses plantes hôtes, et enfin sa bioécologie.

La deuxième partie est réservée à la maladie des feuilles jaunes en cuillère de la tomate (*TYLCV*). Elle expose les méthodes de suivi de ses infections, elle présente les techniques disponibles de sa détection avant apparition de ses symptômes, elle met le point sur les méthodes de son acquisition et de sa transmission par *B.tabaci*, et enfin elle présente les résultats de tests de tolérance de quelques variétés de tomate à ses attaques

La troisième partie est vouée au défi lancé dans la région du Souss Massa, par les producteurs de tomate contre le *TYLCV* et son vecteur *B. tabaci* en optant pour toute une série de mesures prophylactiques, chimiques et même biologiques.

Ont contribué à l'élaboration de ce travail, **Mlle. EL MERROUNI Sanae, MM Azoulaye Abdellah, Bergmane Said, Boutayeb Sghir, et Mellouk Youssef** à travers leurs mémoires d'Ingénieur Phytiatre réalisés et soutenus à l'Institut Agronomique et Vétérinaire Hassan II - Complexe Horticole d'Agadir - Département de Protection des Plantes.

Au terme de cet ouvrage je tiens à remercier vivement:

**Le Centre National pour la Recherche Scientifique et Technique** pour sa confiance, son soutien financier et son encouragement à travers la bourse PROTARS. N°/P5T2/02 qui nous a été octroyée entre 2000 et 2004.

**L'Office Régional de Mise en Valeur Agricole du Souss Massa** (ORMVA SM) et ses subdivisions de Massa et d'Ouled-Taima pour les facilités qu'ils nous ont offertes pour préparer cette étude.

**L'Association des Producteurs et Exportateurs des Fruits et Légumes (APEFEL)** à travers ses membres qui ont mis à notre disposition leurs serres pour y faire notre expérimentation, notamment **MM. Bâalla, Bahouche, Boucetta, El Kabbage, Yacoubi,, Adardor, El-Hiba, El Hajouji...**

**Pr. Remah Abdellah** enseignant chercheur, membre du projet PROTARS ayant contribué aux tests virologiques pour identification des souches du TYLCV.

**Dr. José Luis Cenis**, Chercheur au centre de Recherche et de Développement Agroalimentaire. Estacion Sericicola (La Aberca - Murcia - Espagne) pour sa contribution à la détermination des biotypes et des souches de *B.tabaci*..

**Mr. Lamharchi Hassan**, ingénieur phytiate à l'Office Régional de Mise en Valeur Agricole du Souss Massa (ORMVA SM), et membre du projet.

**Mr. Sirat B.** responsable du Centre Agricole Technique de Vulgarisation (CATV), ainsi que **M. Soumhi Oumhi** et tout le personnel qui y travaille, pour leur aide et soutien.

**Mr. Talhaoui Chaouki**, de la société **BADRA** pour nous avoir fourni une partie du matériel végétal utilisé dans l'essai plein champ.

Et enfin **Mr. Afria Abdallah** garçon de laboratoire ayant contribué à la réalisation de ce travail, trouve ici l'expression de mes remerciements les plus sincères pour son aide précieuse et son sérieux.



## INTRODUCTION

Le secteur maraîcher d'exportation est vital pour l'économie marocaine, que ce soit par les rentrées de devises qu'il apporte, ou par les opportunités de travail qu'il procure. Au sein de ce secteur, la tomate constitue la spéculation la plus importante. Elle occupe plus de 5000 ha et représente la plus grande part parmi les légumes destinées à l'exportation (210000 tonnes, soit plus de 80%). Ceci résulte essentiellement de l'amélioration des techniques de production. Cependant, les agriculteurs se heurtent encore à différents obstacles, et tout particulièrement à la lutte contre les ravageurs et maladies de la tomate. En effet la culture a fait l'objet d'attaque par la introduit au Maroc depuis la fin des années 90. Il était à l'origine d'importantes pertes dans les régions de Berkane, Nador et El Jadida en 1998, et dans le Souss Massa en 1999 et 2000. La maladie est transmise selon le mode persistant par une mouche blanche un insecte *Homoptère* de la famille des *Aleurodidae* appelée scientifiquement "*Bemisia tabaci*". L'apparition soudaine de cette épidémie peut être attribuée à l'introduction du biotype *B* de cette mouche capable de se reproduire sur plusieurs hôtes et de présenter rapidement une résistance aux insecticides appliqués.

Le vecteur a suscité donc un intérêt économique particulier; il avait rendu les producteurs inquiets et perplexes dans le choix d'un insecticide de qualité aussi parfaite que possible pour lutter contre sa pullulation, raison pour laquelle certains d'entre eux traitaient systématiquement plusieurs fois par semaine avec une ou plusieurs spécialités. Ces excès d'interventions développaient chez l'insecte une accoutumance remarquable et conduisaient à des conséquences néfastes en intoxiquant le consommateur, en polluant l'environnement et en détruisant la faune utile. Dans ce sens la nouvelle réglementation de l'union Européenne exige de nouvelles dispositions qui protègent le consommateur contre les risques d'intoxication par les résidus.

Les importantes pertes infligées par le *TYLCV* dans différentes régions marocaines notamment la plaine du Souss Massa où la situation était devenue alarmante (entre 2000 et 2002) furent attribuées d'une part à l'introduction de nouvelles souches du virus et à l'apparition de nouveaux biotypes de son vecteur *Bemisia tabaci* qualifiés de résistants, à potentiel reproducteur plus élevé et à capacité de transmission rapide.

Il importait donc pour éviter ce risque de s'orienter vers un programme d'avertissement agricole qui permet de limiter la propagation du virus et la pullulation de l'aleurode en lui associant une stratégie de lutte intégrée fondée sur une connaissance meilleure de sa **bioécologie** qui permet de suivre ses évolutions et réduire graduellement les interventions chimiques abusives.

Les résultats d'une certaine recherche ne pouvaient être au service de l'agriculteur qu'à travers une équipe multidisciplinaire qui impliquait toutes les compétences régionales. En effet l'association des producteurs et exportateurs de légumes et fruits avait pris conscience de la gravité de la situation et a œuvré et contribué à côté de l'équipe scientifique pour développer dans la région du Souss Massa un système de contrôle et de protection intégrée contre cette maladie et son vecteur sur tomate.

Pour éviter ce risque nous avons réalisé dans un premier temps une étude bioécologique qui a permis de suivre périodiquement l'évolution des symptômes du virus et les évolutions de *B.tabaci* à l'état larvaire et imaginal en adaptant des techniques rigides et efficaces de contrôle et de détection. Or les résultats d'une certaine étude ne permettaient pas à eux seuls de lutter efficacement contre cette maladie et son vecteur si l'on ne tenait pas compte d'autres aspects pour mieux maîtriser le système de prévention et de protection intégrée.

Le présent travail s'inscrivait dans ce cadre, il a renforcé cette action en ajoutant de nouveaux éléments d'ordre épidémiologique et biologique à travers une série d'études :

- La détermination des biotypes de *B. tabaci* présents au Maroc ;
- un test comparatif de trois techniques de détection du *TYLCV* : la PCR, la Tas-Elisa et l'Immunoerint (sensibilité, fiabilité et coût). En effet la lutte contre le *TYLCV* repose essentiellement sur l'utilisation d'un matériel végétal indemne qu'il faudrait contrôler rigoureusement avant l'acariation des symptômes qui ne sont visibles qu'après 15 jours au moins après l'infection ;
- l'identification des souches du *TYLCV* introduites au Maroc (*Israélien et Sarde*) par la Tas-Elisa et la PCR couplée à une digestion enzymatique. Ceci serait d'une importance capitale pour la recherche et l'utilisation des variétés résistantes ou tolérantes à l'une ou l'autre souche ;

- l'étude du potentiel reproducteur du vecteur dans un milieu d'élevage entretenu dans la serre expérimentale du Complexe Horticole ;
- la mise au point de méthodes d'échantillonnage et de repérage des aleurodes;
- la détermination des délais d'acquisition et de transmission du virus par *B. tabaci*
- une étude sur la biologie et le statut de *N. tenuis* de (prédateur ou ravageur) comme facteur limitant des populations de *B. tabaci* .

Les mesures de lutte envisagées contre le *TYLCV* sont basées essentiellement sur la limitation de la pullulation de l'aleurode vecteur *Bemisia tabaci*. Elles requièrent souvent l'utilisation d'un arsenal de méthodes notamment, la lutte chimique, les barrières physiques (filets insect-proof, portes SAS...), le désherbage et l'arrachage des plantes hôtes du vecteur, le renforcement des ennemis naturels, etc. Toutefois, certaines de ces mesures sont parfois difficilement réalisables par le moyen et le petit producteur surtout en plein champ. Elles coûtent relativement cher, d'où le recours à d'autres mesures économiquement, plus abordables comme l'utilisation des variétés résistantes ou tolérantes à ce virus.

C'est dans ce sens que nous avons consacré spécialement un volet à l'étude de quelques unes des méthodes qui ont contribué à la réduction de l'impact économique du *TYLCV* sur la culture de tomate dans la région du Souss Massa. C'est une partie intégrante du programme qui fait suite aux deux premières parties sur la bioécologie de *B.tabaci* et sur sa capacité de transmission et d'acquisition du virus. Elle traite les aspects suivants:

- un inventaire des plantes hôtes capables d'héberger le vecteur et dont l'arrachage constitue une étape primordiale dans la lutte contre le *TYLCV* et son vecteur;
- une étude sur la tolérance au *TYLCV* de quelques variétés de tomate à travers deux essais effectués en plein champ et sous serre dans la Station expérimentale de l'Office Régional de Mise en Valeur Agricole du Souss Massa à Ait-Amira;
- une évaluation de l'incidence des ennemis naturels inféodés à *B.tabaci* dans la région d'étude;

- enfin, une mise au point sur les moyens de lutte qui ont permis aux agriculteurs de mieux contrôler le vecteur et de réduire les chances de transmission du virus.

**PREMIERE PARTIE :**  
**LA MOUCHE BLANCHE *Bemisia tabaci* Gennadius**

## CHAPITRE I : DESCRIPTION DE *Bemisia tabaci*

### 1.1 Position systématique

***B.tabaci*** appartient :

A l'ordre des Homoptères: A tête plus ou moins hypognathe et des pièces buccales comprenant un rostre constitué par le labium et creusé dorsalement d'une gouttière dans laquelle coulissent 4 fins stylets (2 mandibulaires et 2 maxillaires). Leurs ailes sont membraneuses et transparentes; les antérieures étant plus sclérifiées que les postérieures et disposées en toit au repos; leurs extrémités distales ne se recouvrent pas;

Au sous ordre des ***Sternorrhynques***: à rostre qui part entre les hanches antérieures et qui est inséré très bas au dessous de la base des pattes antérieures tarsi avec 1 ou 2 articles; de 3 à 11 articles sans fouet et des ailes à nervation simplifiée;

A la famille des ***Aleurodidae*** couverte d'une fine poudre cireuse blanche qui lui a valu le nom de mouche blanche. Les adultes sont petits, d'une envergure qui varie de 2 à 5 mm avec une tête et un thorax bien dégagés. Leurs tarsi à articles égaux (biarticulés) sont terminés par deux crochets pourvus d'une lame médiane intermédiaire (*paronychium*). Leurs antennes comptent 7 articles. Ailes opaques d'un blanc pur ou zonées de taches sombres et à nervation fortement réduite.. Formes larvaires fixes, aplaties, circulaires ou ovalaires, enduites de sécrétions blanches

### 1.2 Morphologie

**L'adulte**: petit, environ 1 mm de longueur et 2.5 mm d'envergure. Yeux contigus. Corps jaune recouvert de cire blanche. Ailes à nervation réduite, maintenues en toit au repos. Le mâle est plus petit que la femelle avec un abdomen muni de 2 crochets copulateurs.

**L'œuf**: Couleur jaune vert et de forme ovoïde. Très petit: 0.2 mm de long et 0.1 mm de diamètre; il possède un pédicelle qui le fixe à la feuille. Les œufs sont déposés séparément ou en petits groupes à la face inférieure des jeunes feuilles.

**La larve** : 4 stades larvaires de tailles différentes. Le 1<sup>er</sup> stade est mobile avec des antennes bien développées, il mesure 0.27 mm de long et 0.14 de diamètre. Au 2<sup>ème</sup> stade, la larve s'aplatit et devient transparente (0.35 mm de long et 0.21 mm de diamètre). Le 3<sup>ème</sup> stade ressemble au 2<sup>ème</sup>, mais la larve grossit

considérablement (0.5 mm de long et 0.31 mm de diamètre). Au 4<sup>ème</sup> stade, elle continue à grossir et commence à sécréter la cire.

**La puppe:** Correspond à la fin du 4<sup>ème</sup> stade larvaire caractérisé par la production de la cire tout au tour du corps et l'apparition d'yeux rouges. 0.7 mm de long. Jaune ovale, plate avec une marge extérieure arrondie. Elle ne porte que deux paires de soies sur une plante à feuilles lisses.

Le développement post-embryonnaire est qualifié d'allométabole par plusieurs auteurs: Le dernier stade larvaire n'étant ni larve ou nymphe.

Une autre espèce d'aleurode *Trialeurodes vaporariorum* WEST cohabite en permanence avec *B.tabaci* sur tomate dans la région du Souss Massa. Elle s'en distingue par une série de critères indiqués au tableau 1 et illustrés à la figure 1. C'est une espèce fréquente dans les serres de la région méditerranéenne. Elle a une large gamme d'hôtes parmi les plantes ornementales (*Gerbera*, *Pélagonium*, *Poinsettia*..), les cultures maraîchères (Haricot, courgette, aubergine, tomate..), les adventices et autres.

Contrairement à *B. tabaci*, sa éclosion larvaire rencontrée sur la même feuille est généralement homogène. Les adultes se trouvent au sommet de la plante et y déposent leurs œufs, de préférence sur les jeunes feuilles desquelles les larves âgées vont se diriger vers les anciennes feuilles.

### 1.3 Détermination des biotypes de *Bemisia tabaci*

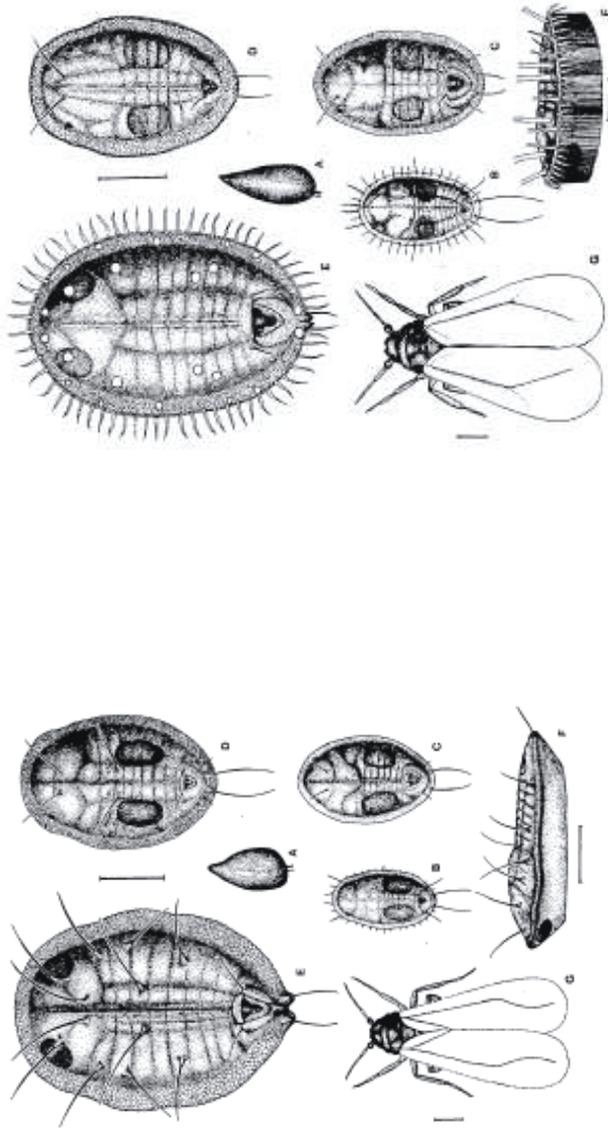
À la découverte aux années cinquante, de différents types de éclosions de *B. tabaci* associées à plusieurs plantes hôtes, il était difficile de discriminer les unes des autres par des critères morphologiques. Ceci avait conduit les spécialistes dans un premier temps à la notion de "Race". Mais l'apparition aux années 80 de éclosions incontrôlables en Amérique sur plantes ornementales, a laissé réfléchir sur la notion de "Biotype" pour distinguer entre ces éclosions de *B. tabaci*. Les critères caractéristiques pris en considération pour faire cette distinction sont évoqués par **Brown et al (1995)**:

- **Génétique:** L'analyse par les techniques de la RAPD, la PCR et l'AFLP de plusieurs échantillons collectés à travers le monde a permis de distinguer plusieurs biotypes dont certains présentaient quelques similarités génétiques. **Cervera et al (2000)** ont eu réartir les échantillons récoltés en 4 groupes distincts : (H, K, et M), (B et Q), (A), (Nigeria - Cassava).

▪ **Trophique:** Les facteurs qui influent sur le choix de la plante hôte par *B. tabaci* ne sont pas encore bien connus, mais il semble que les femelles pondent leurs œufs là où la progéniture aura le plus de chance de survivre en se basant sur les préférences alimentaires; **Van Lanteran et al (1990)** supposent que les individus de *B.tabaci* préfèrent se nourrir sur l'hôte sur lequel ils se sont développés sans difficultés.

**Tableau 1 : Caractères morphologiques distinctifs entre *B. tabaci* et *T. vaporariorum***

Stade	<i>Bemisia tabaci</i>	<i>Trialeurodes vaporariorum</i>
Œuf	Rapport Longueur/largeur du corps = 2/1	Rapport Longueur/largeur du corps ≥ 2/1
	Couleur vert clair à brun jaunâtre	Couleur vert pâle, brun, violet.
Premier stade larvaire	Mycétomes occupant 5 à 6 segments abdominaux.	Mycétomes occupant 3 à 4 segments abdominaux.
	Soie caudale représente environ 1/4 de la longueur du corps.	Soie caudale représente environ 1/2 de la longueur.
Deuxième stade larvaire	Soie caudale représente environ 1/4 de la longueur du corps.	Soie caudale représente environ 1/6 de la longueur du corps.
Troisième stade larvaire	Premier segment abdominal avec une paire de soies près de la ligne médiane.	Premier segment abdominal sans soie près de la ligne médiane.
	Crénage uniforme ou dépression irrégulière à la marge du corps	Crénage uniforme à la marge du corps.
	Soie caudale représente environ 1/5 à 1/6 de la longueur du corps.	Soie caudale représente 1/7 à 1/8 de la longueur du corps.
Quatrième stade larvaire (pupe)	Forme non régulièrement ovoïde à côtés obliques.	Forme ovoïde à côtés droits
	Partie inférieure du corps est oblique, triangulaire ou fusiforme	Partie médiane de la face dorsale foncée ou noire.
	7 paires de soies (sans franges cireuses marginales) sur la face dorsale, autour de la partie périphérique supérieure du corps.	6 à 11 paires de soies vitreuses, verticale sur la face dorsale
	Absence d'épines sur la périphérie du corps.	31 à 34 paires d'épines similaires, cireuses et frangées autour de la partie périphérique supérieure du corps, courbées vers le bas.
	Lingula (L) plus longue que large et un sillon caudal (S) présent.	Lingula (L), pas longue que large et un sillon caudal non développé.
Adulte	Forme allongée, souvent blanc jaunâtre.	Forme triangulaire, blanc brillant.
	Ailes accolées au corps donnant une forme cylindrique.	Ailes horizontales non serrées au corps
	Aile antérieure avec une seule nervure	Aile antérieure avec une seule nervure bien distincte.
	Arête non distincte sur l'aile.	Arête bien distincte croisée avec la nervure.
	Les deux parties des yeux sont joints par une cellule.	Les deux parties des yeux non joints par une cellule.



**Fig. 1: Distinction entre *Bemisia tabaci* (à gauche) et *Trialeurodes vaporariorum* (à droite)** (Tong-Xian L., Stansly P.A., 1994)  
 A = Œuf - B = Vue dorsale du 1<sup>er</sup> stade larvaire - C = Vue dorsale du 2<sup>ème</sup> stade larvaire -  
 D = Vue dorsale du 3<sup>ème</sup> stade larvaire - E = Vue dorsale de la pupe - F = Vue latérale de la pupe  
 G = Vue dorsale de l'adulte - Echelle linéaire = 100 microns

- Caecité de transmission des virus: Certains biotypes ont une grande caecité eour transmettre les virus, alors que d'autres n'en diseosent eas. A titre d'exemele, le biotypee Nigeria associé à *Jatropha gossypifolia* qui transmet le *Jatropha mosaic virus* au Brésil ne transmet eas *African Cassava Virus* en Afrique. Le biotypee A est moins virulent que les biotypees B et Q. ;
- Dégâts occasionnés: La nature des dégâts eeut servir comme critère eour distinguer entre les biotypees sur certaines elantes. Le biotypee B, ear exemele erovoque sur courge des taches argentées seécifiques qui le distinguent du biotypee A (**Bellows et al, 1994**).
- Morehologie: Certains caractères morehologiques eeuvent changer d'un biotypee à l'autre, raison eour laquelle certains auteurs critiquent la notion de "biotypee" qu'ils qualifient d'insuffisante eour décrire la eosition taxonomique très comeliquée de *B. tabaci*. L'identification récente de *Bemisia argentifolii* Bellows & Perring aux USA (**Bellow et al.1994**) résulte d'une différence morehologique erécise enregistrée chez ses euees ear raeort à celles de *B.tabaci* : La 4<sup>ème</sup> eaire de soies dans la région submarginale antérieure est absente chez *B. argentifolii*, mais erésente chez *B. tabaci* biotypee A. De même les franges de cire antérieures sont étroites chez la eremière, robustes et elus larges chez la seconde.
- Résistance aux insecticides: Le biotypee B. est caeable selon **Brown et al (1995)**, de déveloeer elus de résistance que le biotypee A .à elusieurs insecticides, notamment le Permethion, les Carbamates, et les Organohosehorés.
- Distribution géograehique: Plusieurs biotypees ont été identifiés dans elusieurs régions du monde: le biotypee B en Californie, en Floride et en Arizona, le biotypee M en Turquie, le biotypee H en Inde, le biotypee K au Pakistan (**Guirao et al, 1996**) et le biotypee Q en Eseagne (**Cenis, 1996**).
- Potentiel reeroducteur : Certains biotypees très eolyehages; ils ont une caecité imeressionnante de reeroduction, leur eermettant de substituer une eoelation indigène. C'est le cas du biotypee Q qui a eris de l'ameleur au détriment du biotypee B en Eseagne (**Simon et al, 2001**).

Parmi les eoelations de *B. tabaci*, il a donc été démontré à travers le monde que certaines souches sont agressives, résistantes aux insecticides et ayant un eotentiel de reeroduction et d'ingestion elus imeortant, alors que d'autres, au contraire ne constituent eas un grand danger. Les eremières sont reconnues

appartenir au biotype "B" et les autres, au biotype "A". Tout récemment, d'autres analyses ont révélé la présence d'un autre biotype dans les pays du bassin méditerranéen dit "Q", il serait un vecteur efficace, plus agressif et plus résistant que le biotype "B" (**Sanchez et al, 1999**). De ce fait la présence d'un biotype ou /et d'un autre peut avoir un effet variable sur le taux de transmission du virus. Par conséquent il est devenu impératif de déterminer le biotype des populations de *B.tabaci* pour mieux gérer l'épidémiologie du TYLCV.

C'est dans ce sens que plusieurs adultes de *B. tabaci* appartenant à une vingtaine de populations, ont été prélevés entre 1999 et 2002 sur plusieurs cultures dans quelques régions marocaines notamment la région du Souss Massa où les différents sites de notre étude (plein champ et sous serre) ont été pris en considération (tableau 2). Après prélèvement les adultes ont été conservés dans des tubes contenant de l'alcool à 70° et étiquetés (date et lieu de récolte). Tous les échantillons ont été envoyés au laboratoire de Virologie du *CIDA (Centro de Investigacion y Desarrollo Agroalimentario. La Alberca)* à Murcia en Espagne pour faire à leur tour l'objet d'une analyse **RAPD-PCR (Random Amplified Polymorphic DNA - Polymerase Chain Reaction)** qui consiste en l'amplification enzymatique des fragments d'ADN à partir de l'ADN total de l'insecte. L'objectif de l'étude est de déterminer le ou les biotypes de *B. tabaci* qui existent dans la région de Souss Massa, et de comparer leur variabilité génétique avec celle du biotype "B" et "Q" collectés en Espagne.

Les étapes de la RAPD-PCR décrites par **Guirao et al (1996)** sont:

- L'extraction de l'ADN à partir des adultes en utilisant le protocole décrit par **Cenis et al (1993)**;
- dilution de l'ADN dans un volume de 40  $\mu$ l de TE buffer, suffisant pour effectuer 20 réactions;
- le volume de la réaction est 12  $\mu$ l, contenant 2  $\mu$ l de la solution d'ADN, 0,5 unités d'ADN polymérase, 0,2 mM (NH<sub>4</sub>)<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>, 2,5 mM MgCl<sub>2</sub>, 50 mM KCl;
- les solutions ont été mises dans un Thermocycler pour faire l'objet d'une dénaturation à 94°C puis à 34°C, et une « extension » à 72°C. Cette opération ne dure que 4 minutes;
- visualisation des bandes de fragments amplifiés sur gel d'agarose en utilisant l'éthium bromide.

Les résultats des analyses ont révélé une certaine diversité de populations évaluée par l'utilisation de 10 amorces ( **OPC-03, OPC-04, OPC-07, OPC-15, OPC-16, OPO-01, OPO-02, OPO-06, OPO-08 et OPP-05** ) qui ont permis d'identifier :

- 2 populations du biotype "Q" dans tous les échantillons récoltés au Maroc, similaire au biotype "Q" rencontré dans plusieurs pays du bassin méditerranéen (**Simon et al, 2001**);
- 2 populations du biotype "B" et "Q" dans la région d'Almeria en Espagne.

L'amplification avec ces amorces a produit un total de 80 bandes polymorphes dont un modèle obtenu avec les amorces OPC-04 et OPC-07 est illustré à la figure 2. Une matrice de présence/absence des bandes a été établie pour permettre de calculer un dendrogramme UPGMA (Fig. 3). Celui ci fait apparaître deux faisceaux bien définis qui convergent vers le même niveau de 0,25: Le premier inclut les neuf individus du biotype B d'Espagne et l'autre faisceau regroupe les individus des trois populations du biotype "Q" provenant d'Almeria, de Marrakech et d'Agadir.

En tout cas l'analyse de tous les échantillons d'adultes de *B. tabaci* prélevés entre 1998 et 2001 au Maroc confirment l'absence du biotype "B", présent en Méditerranée et notamment en Espagne (**Cenis et al, 1996**). Toutefois, sa présence ne peut pas être exclue, et seules d'autres analyses d'échantillons dans plusieurs localités et sur une gamme d'hôtes plus élargie permettront de vérifier l'hypothèse de la présence unique du biotype "Q". En ce qui concerne son origine l'hypothèse d'une introduction reste écartée. Selon **Benazoun, Cenis et al (2000)**, le biotype "Q" serait autochtone, il n'a pas été introduit, et la comparaison entre les échantillons envoyés du Maroc et ceux de l'Espagne affirment l'hypothèse.

Jusqu'à présent, peu d'études ont été faites sur les capacités de reproduction et de transmission du *TYLCV* par ce biotype au Maroc, **Sanchez, Campos et al. (1999)** rapportent qu'il serait doté de potentialités de transmission plus performantes que le biotype "B".

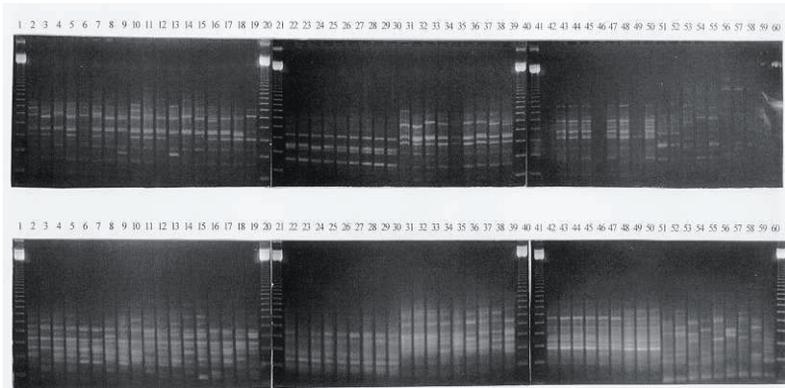
**Tableau 2a: Biotypes des échantillons de *B. tabaci*, récoltés dans la région du Souss Massa et analysés par la technique de la RAPD-PCR à Murcia en Espagne**

<b>Région</b>	<b>Culture</b>	<b>Lieu de prélèvement</b>	<b>Biotype</b>
Ouled Taïma	Tomate ( <i>Gabriella</i> )	Domaine Boudlal	<b>Q</b>
Ouled Taïma	Tomate ( <i>Tilila</i> )	Station Novartis	<b>Q</b>
Temsia	Tomate ( <i>Tilila</i> )	Domaine Mouisset	<b>Q</b>
Temsia	Haricot vert	Domaine Mouisset	<b>Q</b>
Aït Melloul	Tomate ( <i>Gabriella</i> )	Domaine Aderdor	<b>Q</b>
Aït Melloul	<i>Convolvulus sp.</i>	Domaine Aderdor	<b>?</b>
Aït Melloul	Menthe	Domaine Aderdor	<b>Q</b>
Aït Melloul	Piment	Domaine Aderdor	<b>Q</b>
Aït Melloul	Courgette	Domaine Aderdor	<b>Q</b>
Aït Melloul	Luzerne	Domaine Aderdor	<b>Q</b>
Aït Melloul	Poinsettia	Complexe Horticole	<b>?</b>
Biougra	Tomate ( <i>Cencara</i> )	DomaineYacoubi	<b>Q</b>
Aït Amira	Haricot vert	Domaine Benabdeljalil	<b>Q</b>
Aït Amira	Tomate ( <i>Daniela</i> )	Station expérimentale de l'ORMVASM	<b>Q</b>
Aït Amira	Tomate ( <i>Tilila</i> )	Station expérimentale de l'ORMVASM	<b>Q</b>
Aït Amira	Poivron	Station expérimentale de l'ORMVASM	<b>Q</b>
Aït Amira	Melon	Station expérimentale de l'ORMVASM	<b>Q</b>
Aït Amira	Aubergine	Station expérimentale de l'ORMVASM	<b>Q</b>
Aït Amira	Pomme de terre	Station expérimentale de l'ORMVASM	<b>Q</b>
Aït Amira	Courgette	Domaine Boustane	<b>?</b>
Aït Amira	Courgette	Domaine Bio	<b>?</b>

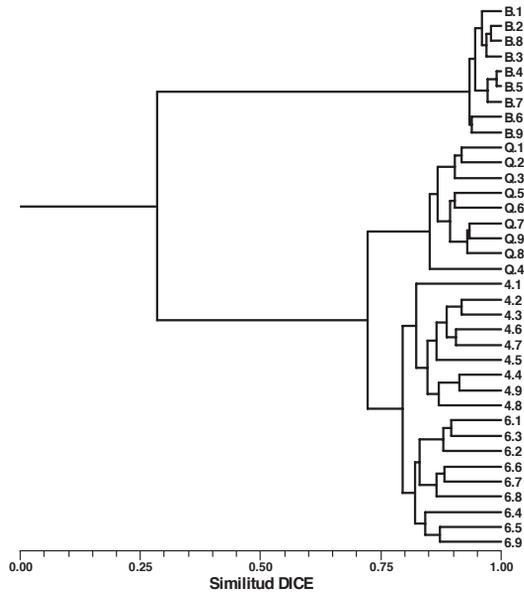
? : Résultats non communiqués

**Tableau 2b: Biotypes des échantillons de *B. tabaci*, récoltés dans quelques régions du Maroc et analysés par la technique de la RAPD-PCR à Murcia en Espagne**

<b>Région</b>	<b>Plante hôte</b>	<b>Site</b>	<b>Biotype</b>	<b>Année</b>
Meknes	<i>Lantana</i>	Ville	<b>Q</b>	1998
Beni Mellal	Coton	Afourer	<b>Q</b>	1998
Agadir	Lantana	Ville	<b>Q</b>	1998
Marrakech	<i>Lantana</i>	ORMVAH	<b>Q</b>	1999
Agadir.	Tomate	Koudya	<b>Q</b>	1999
Agadir.	Tomate	Koudya	<b>Q</b>	1999
Agadir.	Tomate	Ait melloul	<b>Q</b>	1999
Marrakech.	<i>Lantana</i>	Souihla	<b>Q</b>	1999
Marrakech	<i>Lantana</i>	Ville	<b>Q</b>	1999
Agadir	Tomate	Massa	<b>Q</b>	2000
Agadir	Tomate	CMV 809	<b>Q</b>	2000
Agadir	Tomate	CMV 808	<b>Q</b>	2000
Agadir	Tomate	Lnzar	<b>Q</b>	2000
Agadir	Haricot	Belfaa	<b>Q</b>	2000
Agadir	Tomate	?	<b>Q</b>	2000
Agadir	Tomate	?	<b>Q</b>	2000
Agadir	Tomate	?	<b>Q</b>	2000
Agadir	Tomate	Ouled Taima	<b>Q</b>	2000
Agadir	Concombre	CMV 805	<b>Q</b>	2000
Agadir	Concombre	Biougra	<b>Q</b>	2000
Agadir	Concombre	Ait Amira	<b>Q</b>	2000
Agadir	Concombre	Jorf	<b>Q</b>	1999
Agadir	Concombre	Massa	<b>Q</b>	1999
Agadir	Aubergine	Ouled Taima	<b>Q</b>	1999
El Jadida	Tomate	Bada-Ouja	<b>Q</b>	1999
Agadir-	Tomate	Savash	<b>Q</b>	1999
Agadir	Tomate	Awladu	<b>Q</b>	1999
El Jadida	Tomate	ORMVAD	<b>Q</b>	1999
Agadir	Tomate	Massa	<b>Q</b>	2000
Agadir	Tomate	Sidi Bibi	<b>Q</b>	2000
Agadir	Tomate	Belfaa	<b>Q</b>	2000



**Fig. 2:** Exemple de bandes obtenues avec les amorces OPC-04 et OPC-07 par la RAPD-PCR sur des individus de *Bemisia tabaci*.



**Fig. 3 :** Exemple de similitude génétique démontrée par un dendrogramme UPGMA chez 36 individus de *Bemisia tabaci* appartenant à 4 populations.

- B: Population de biotype B récoltée à Almeria (Espagne);
- Q: population de biotype Q récoltée à Almeria (Espagne);
- 4: population de biotype Q collectée dans la région d'Agadir sur tomate ;
- 6: population de biotype Q collectée dans la région de Marrakech sur *Lantana camara*.



**Photos (1) : Le vecteur *Bemisia tabaci***

**De haut en bas: Larves et pupes, un adulte et un groupe d'adultes sur la face inférieure d'une feuille de tomate.**



**Photo (2) : *Trialeurodes vaporariorum***

## CHAPITRE II : PLANTES-HOTES ET MODE DE REPARTITION

*B.tabaci* est un ravageur polyphage signalé partout au monde et inféodé à environ 500 espèces végétales cultivées et spontanées appartenant à 74 familles botaniques, dont les *Solanacées* (Tomate, aubergine, *Solanum nigrum*, *Datura stramonium*), les *Cucurbitacées* (Melon, pastèque...), les *Malvacées* (Cotonnier...), les *Euphorbiaceae* (*Poinsettia*...), les *Verbenacées* (Lantana...), les *Chenopodiacees* et les *Asteracées*.

### I. Plantes hôtes

Dans la région du Souss Massa, les aleurodes peuvent se développer sur de nombreuses plantes, notamment les cultures maraîchères autres que la tomate, les plantes ornementales, et les mauvaises herbes. A travers une série de prospections faites dans des exploitations horticoles et dans quelques pépinières ornementales de la région, on notait à chaque visite, toute plante sur laquelle on repérait les stades de *B.tabaci* (Larves, pupes, pupariums et adultes) à l'intérieur et à l'extérieur des serres. Des échantillons (Feuilles, plantules..) ont été ramenés au laboratoire, conservés en herbier et identifiés plus tard par le Professeur Taleb (Département d'Ecologie végétale. Institut. Agronomique et Vétérinaire Hassan II). Il en ressort que plusieurs plantes hôtes sont capables d'héberger *B.tabaci* et servir par conséquent de foyer.

#### I.1 Inventaire

47 espèces végétales sont recensées dans la région du Souss Massa comme plantes hôtes de *B. tabaci* dont 9 plantes maraîchères, 18 spontanées (Photos 3), et 18 ornementales en plus de la menthe et la luzerne. Le tableau 3 présente pour chaque espèce rencontrée dans la région, le stade de *B. tabaci* repéré. Il témoigne de la diversité de la flore qui facilite le développement et la multiplication du vecteur durant toute l'année. Il n'est pas exclu que cette liste soit incomplète dans la mesure où d'autres plantes spontanées n'ont pas encore été inventoriées à cause de la mauvaise coïncidence de leur cycle de développement avec la période des prospections.

En tout cas, malgré la réduction des superficies des cultures maraîchères vers la fin de la campagne (juin et juillet), *B. tabaci* continue à se développer sur plusieurs plantes. Les plus rencontrées dans les serres et à leurs abords sont *Malva palyflora*, *Solanum nigrum*, *Sonchus oleraceus* et *Verbesinia sp* qui est une nouvelle espèce récemment introduite au Maroc et qui peut accueillir une population importante de *B. tabaci* grâce à ses feuilles larges et lisses.

D'autres plantes spontanées peuvent à leur tour se développer à l'extérieur des serres et servir de foyer permanent de ré-infestation et de dissémination du *TYLCV*; elles doivent donc être contrôlées régulièrement, arrachées ou traitées sévèrement à temps. Certains auteurs conseillent même d'étendre l'application insecticide aux structures externes de la serre (filet, plastique).



Amaranthe



Tétragone



Carotte sauvage



Reichardie de Tanger



Laiteron



Bette à gros fruits



Chénopode blanc



Liseron des champs



Féverole



Mauve



Morelle jaune



Morelle noire

**Photos 3: Exemples de quelques plantes spontanées hôtes de *B. tabaci***

**Tableau 3: Inventaire des plantes hôtes de *B.tabaci* dans la région du Souss Massa**

Famille	Espèce	Nom commun	Stades
<b>Plantes maraichères</b>			
<i>Cucurbitaceae</i>	<i>Capsicum annuum</i> L.	Poivron	Adultes + Larves
	<i>Citrullus vulgaris</i> L.	Pastèque	Adultes + Larves
	<i>Cucumis melo</i> L.	Melon	Adultes + Larves
	<i>Cucumis sativus</i> L.	Concombre	Adultes + Larves
	<i>Cucurbita. pepo.</i> L.	Courge	Adultes + Larves
<i>Fabaceae</i>	<i>Phaseolus vulgaris</i> L.	Haricot	Adultes + Larves
<i>Solanaceae</i>	<i>Lycopersicum esculentum</i> L.	Tomate	Adultes + Larves
	<i>Solanum melongena</i> L.	Aubergine	Adultes + Larves
	<i>Solanum tuberosum</i>	Pomme de terre	Adultes + Larves
<b>Plantes spontanées</b>			
<i>Amarantaceae</i>	<i>Amaranthus. retroflexus</i>	Amaranthe	Adultes
<i>Aizoaceae</i>	<i>Tetragonia tetragonoides</i>	Tétragone	Adultes
<i>Apiaceae</i>	<i>Daucus carota</i> L.	Reichardie de Tanger	Adultes
	<i>Eryngium ilicifolium</i>	Carotte sauvage	Adultes
<i>Asteraceae</i>	<i>Reichardia tingitana</i>	Panicaut à feuilles de chou	Adultes
	<i>Sonchus oleraceus</i> L.	Laiteron maraîcher	Adultes
	<i>Xanthium spinosum</i> L.	Petite bardane	Adultes
<i>Chenopodiaceae</i>	<i>Beta marocarpa</i> Guss	Bette à gros fruits	Adultes
<i>Chenopodiaceae</i>	<i>Chenopodium murale</i>	Chénopode blanc	Adultes
<i>Convolvulaceae</i>	<i>Convolvulus arvensis</i> L.	Liseron des champs	Adultes
<i>Fabaceae</i>	<i>Melilotus sulcata</i>	Méfilot	Adultes
	<i>Vicia faba</i>	Féverole	Adultes + Larves
<i>Malvaceae</i>	<i>Malva palviflora</i>	Mauve	Adultes + Larves
<i>Plantaginaceae</i>	<i>Plantago coronpus</i>	Pied de corbeau	Adultes
<i>Solanaceae</i>	<i>Datura stramonium</i>	Stramoine	Adultes + Larves
	<i>Solanum nigrum</i> L.	Morelle noire	Adultes + Larves
	<i>Verbessinia encyloide</i>	Morelle jaune	Adultes
	<i>withania frutescens</i>	Withania arborescent	Adultes
<b>Plantes ornementales</b>			
<i>Asteraceae</i>	<i>Chrusanthemum frutescens</i>	Chrysanthèmes	Adultes
	<i>Tagetes erecta</i>	Tagete	Adultes
<i>Acanthaceae</i>	<i>Dipteracanthus devosianus</i>	Ruellia	Adultes + Larves
<i>Bignoniaceae</i>	<i>Spathodea campanulata</i>	Spathodea	Adultes
	<i>Tecoma stans</i>	Técoma jaune	Adultes + Larves
<i>Boraginaceae</i>	<i>Heliotropium arboresens</i>	Héliotrope du pérou	Adultes + Larves
<i>Broméliaceae</i>	<i>Cryptanthus biviltatis</i>	Chryptanthe	Adultes + Larves
<i>Euphorbiaceae</i>	<i>Euphorbia pulcherrima</i>	Poinsettia	Adultes + Larves
<i>Composées</i>	<i>Brachycome iberidifolia</i>	Brachycome	Adultes + Larves
<i>Labiaceae</i>	<i>Salvia coccima</i>	Sauge rouge	Adultes
<i>Mélastomaceae</i>	<i>Centradenia cascade</i>	Centradénia	Adultes + Larves
<i>Malvaceae</i>	<i>Hibiscus rosa sinensis</i>	Hibiscus	Adultes

<i>Onagraceae</i>	<i>Fuchsia hybride</i>	Fuchsia	Adultes + Larves
<i>Solanaceae</i>	<i>Cestrum elegans</i>	Cestrum	Adultes + Larves
<i>Solanaceae</i>	<i>Cyphomandra betacea</i>	Tomate en arbre	Adultes + Larves
<i>Solanaceae</i>	<i>Datura aurea</i>	Stramoine	Adultes + Larves
<i>Solanaceae</i>	<i>Solanum rantonnetii</i>	-	Adultes + Larves
<i>Verbenaceae</i>	<i>Lantana camara</i>	Lantana	Adultes + Larves

## I.2 Variation de la densité larvaire de *B. tabaci* par type de plante.

Outre les plantes spontanées, les cultures maraîchères plantées au voisinage de la tomate, peuvent servir à leur tour de refuge alimentaire pour *B.tabaci* et améliorer son potentiel reproducteur (Fécondité, taux de multiplication...) à des degrés qui varient selon les caractéristiques phénologiques de la plante (Pilosité, surface foliaire, couleur, strate, âge...). Ces cultures doivent être suivies avec prudence; elles peuvent être saisies selon les cas comme des foyers dangereux à éliminer ou parfois comme de pièges utiles à renforcer. C'est dans ce sens qu'on a tenté d'évaluer l'effet de quelques cultures et plantes ornementales sur le niveau de pullulation du vecteur à la station expérimentale Aït Amira. Les plantes retenues furent:

- L'aubergine et la tomate plantées ensemble dans la même serre de type Tomborello;
- le Cantaloup, Concombre, Courgette, et Poivron plantés dans des serres Delta 9;
- la menthe, la pomme de terre, le *Convolvulus*, et le *Poinsettia* en plein champ.

Sur chaque plante on procédait à un prélèvement hebdomadaire de 5 feuilles et à chaque observation, on comptait la population juvénile (larves et pupes) en mesurant à chaque fois la surface foliaire occupée (en cm<sup>2</sup>). Le tableau 4 présente la variation de la densité larvaire et pupale de *B. tabaci* sur les plantes choisies durant la période s'étalant entre novembre et mars. Il en ressort que :

- Le *Poinsettia*, la menthe, et le *Convolvulus* seraient les plantes les plus favorables au développement du vecteur entre novembre et janvier, mais avec une préférence pour le *Poinsettia* qui peut héberger 1 à 2,3 larves /cm<sup>2</sup> et 0,7 à 1,7 pupes/cm<sup>2</sup>;

▪ sur les plantes à vocation maraîchère, les densités maximales, larvaire et pupale sont enregistrées selon l'ordre décroissant sur :

- Aubergine : 2 larves/cm<sup>2</sup> et 1,1 pupes /cm<sup>2</sup> à la 3<sup>ème</sup> semaine de mars;
- Cantaloup : 1.7 larves/cm<sup>2</sup> et 0,6 pupes/cm<sup>2</sup> à la 3<sup>ème</sup> semaine de mars;
- Poivron : 1.6 larves/cm<sup>2</sup> et 0,4 pupes/cm<sup>2</sup> à la 2<sup>ème</sup> semaine de décembre;
- Concombre: 0.94 larve / cm<sup>2</sup> et 0,4 pupes/c
- Courgette : 0.34 larve/cm<sup>2</sup> et 0,4 pupes/cm<sup>2</sup> à la 3<sup>ème</sup> semaine de février;
- Tomate: 0,6 larve/cm<sup>2</sup> et 0,3 pupes/cm<sup>2</sup> à la 3<sup>ème</sup> semaine de mars. Les populations auraient préféré se développer sur aubergine à feuilles moins poilues que celles de la tomate;
- et Pomme de terre: 0,1 larve/cm<sup>2</sup> et 0,03 pupes/cm<sup>2</sup> à la 4<sup>ème</sup> semaine de mars.

Pour chacune des plantes suivies, la densité pupale apparaît inférieure à celle des larves, tout simplement parce que les larves mettent 3 à 4 fois plus de temps pour se développer. Toutefois il faut signaler que l'aubergine et la tomate n'étaient infestées dans la serre d'expérimentation que par *B. tabaci*, alors que les autres plantes l'ont été à la fois par *B. tabaci* et *T. vaporariorum* qui cohabitent sans difficultés. D'ailleurs cette dernière espèce s'adapte mieux sur le Convolvulus, le Cantaloup, la Courgette, et le Concombre.

**Tableau 4: Variation de la densité moyenne D (lcm<sup>2</sup>) des populations larvaires (Lv) et pupales (Pu) de *Bemisia tabaci* par culture**

Culture	Novembre		Décembre		Janvier		Février		Mars	
	D Lv	D Pu	DLv	D Pu	DLv	D Pu	DLv	D Pu	DLv	D Pu
Tomate	0	0	0	0	0,1	0	0,3	0,1	<b>0,5</b>	<b>0,3</b>
Aubergine	0,1	0	0,2	0,1	0,5	0,3	<b>1,2</b>	0,6	<b>1,8</b>	<b>0,91</b>
Cantaloup	0	0	0	0	<b>0,8</b>	0,3	1,1	0,6	<b>1,65</b>	0,6
Concombre	0	0	0	0	0,1	0,2	0,7	0,3	<b>0,8</b>	0,4
Convolvulus	<b>0,84</b>	<b>0,1</b>	<b>1,47</b>	<b>0,23</b>	<b>0,88</b>	<b>0,5</b>	Arraché par les responsables de la station			
Courgette	0	0	0	0	0,2	0,1	0,3	0,2	0,3	0,1
Menthe	<b>1,2</b>	0,1	<b>1,4</b>	0,7	<b>1</b>	<b>0,5</b>	Arraché par les responsables de la station			
Poinsettia	<b>1,4</b>	<b>0,84</b>	<b>1,6</b>	<b>1,1</b>	<b>1</b>	<b>0,66</b>	<b>1,7</b>	<b>0,7</b>	<b>2,29</b>	<b>1,2</b>
Poivron	<b>0,9</b>	<b>0,3</b>	<b>1,5</b>	0,4	0,1	0,1	0	0	0	0
Pomme de terre	0	0	0	0	0	0	0	0	0,1	0,03

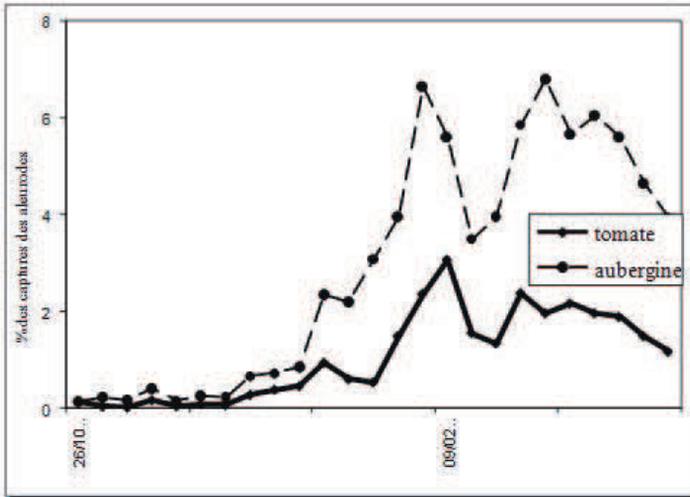
### **I.3 Choix de l'aubergine comme moyen de piégeage et de lutte contre *B.tabaci***

L'essai fut conduit à la station expérimentale Aït Amira dans une serre *Tomborello* de tomate à laquelle ont été associées deux lignes d'aubergine plantées aux extrémités de la serre en qualité de plantes pièges. En plus des prélèvements des feuilles, effectués sur les deux plantes pour évaluer la densité larvaire et pupale, les captures d'adultes ont été suivies une fois par semaine sur pièges à raison de 2 plaques jaunes sur aubergine, et 6 sur tomate.

Les résultats du piégeage permettent de noter que l'effectif moyen des adultes capturés par plaque jaune est significativement trois fois plus élevé sur aubergine (**155**) que sur tomate (**56**), traduisant ainsi une certaine prédilection de *B.tabaci* pour l'aubergine dont la pilosité contribue selon **Van lenteron et Noldus (1990)** à une meilleure ponte. La figure 4 montre que l'évolution des captures de *B.tabaci* suit le même rythme sur les deux cultures durant toute la période de piégeage. Toutefois, on remarque qu'entre fin octobre et début janvier, le taux des captures, enregistré sur tomate n'est pas si différent de celui observé sur aubergine.

Sur le plan pratique, l'utilisation de l'aubergine comme culture piège serait envisageable du fait qu'elle ne soit pas hôte du *TYLCV*. Or dans les voisinages de la tomate on trouve toujours des plantes cultivées et spontanées

hôtes du *TYLCV* qu'il faudrait protéger ou éliminer, sinon un tel piège risque devenir un foyer difficile à maîtriser même par un traitement insecticide.



Pour les adultes :

- 0 = absence d'adultes / plant ;
- 1 = moins de 5 adultes / plant ;
- 2 = 5 à 20 adultes / plant ;
- 3 = 20 à 50 adultes / plant ;
- 4 = plus de 50 adultes/ plant.

Pour les larves (jeunes et âgées) et les pupes :

- 0 = absence d'individus ;
- 1 = moins de 3 individus / foliole;
- 2 = 3 à 10 individus / foliole;
- 3 = 10 à 30 individus / foliole;
- 4 = plus de 30 individus / foliole.

Pour les folioles attaquées :

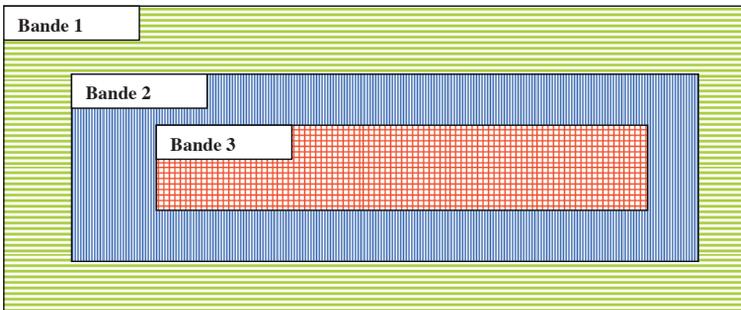
- 0 = absence de folioles infestées ;
- 1 = moins de 3 folioles infestées ;
- 2 = 3 – 10 folioles infestées ;
- 3 = 10 – 30 folioles infestées ;
- 4 = plus de folioles infestées et développement de fumagine.

Cette méthode fut testée à Massa (Domaine Al Boustane), dans une serre de tomate, type Delta 9 (0,25 ha) qui a été divisée en trois bandes (Fig.5). Le matériel biologique y était très abondant avec une présence simultanée des deux espèces d'aleurodes, *T.vaporariorum* et *B.tabaci* dès le début du cycle de la culture en octobre.

En pratique, la technique permet de faire un échantillonnage fiable et facile pour comparer dans les trois bandes la répartition des différents stades

des aleurodes. Il en ressort que les œufs, les larves (exceptées, celles du 1<sup>er</sup> stade mobile) et les pupes sont répartis de la même façon, du fait qu'ils soient fixes:

- Les œufs sont rencontrés dans les trois bandes : 47% dans la bande externe, 30% dans la médiane et 23% dans l'intérieur;
- les larves sont plus ou moins réparties de la même façon;
- les pupes de *T.vaporariorum* suivent le même gradient de l'extérieur vers l'intérieur, alors que celles de *B. tabaci* ne montrent aucune répartition nette.



*Fig.5: Méthode d'échantillonnage par bande*

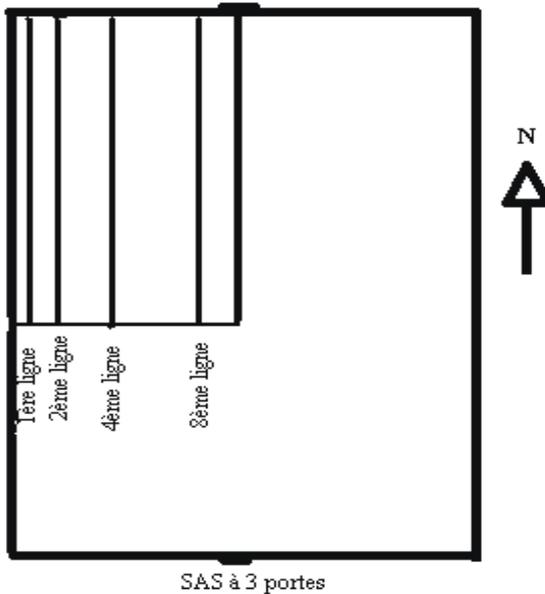
#### b. Echantillonnage à progression géométrique

Il consiste à localiser le quart de la parcelle le plus infesté par les aleurodes en se basant sur les résultats des captures enregistrées sur les plaques jaunes. Dans la partie repérée, quatre lignes sont sélectionnées : la 1<sup>ère</sup>, la 2<sup>ème</sup>, la 4<sup>ème</sup> et la 8<sup>ème</sup>. Sur chacune d'elles, n plants peuvent être choisis au hasard à raison de p folioles par plant (deux par strate) (Fig. 3).

Appliquée dans des serres de grandes superficies ( $\geq 1$ ha), cette méthode augmente les chances de trouver du matériel biologique, permet de représenter fidèlement la situation dans l'endroit le plus infesté et d'étudier la relation entre les infestations et l'emplacement des lignes de plantation.

En résumé, il apparaît que les deux espèces d'aleurodes ont une répartition agrégative (**Van lenteren & Nodlus, 1990**), ils se rassemblent dans des foyers et occupent des milieux favorables à leur développement. Au Maroc

**Bahij (1995)** rapporte que les 2/3 des œufs sont pondus dans les lieux les plus chauds de la serre.



*Fig. 6: Méthode d'échantillonnage par progression géométrique*

Du point de vue méthodologique, les deux méthodes (à bandes et à progression géométrique) apparaissent précises et chacune d'elles peut être appliquée selon la superficie de la serre:

- Si la serre est de taille petite (<0.5 ha), la méthode des bandes permet un bon échantillonnage (très proche de 1% du total des plantes) dans la mesure où le nombre de lignes est réduit, ce qui facilite les prélèvements;
- Si la serre est de taille grande (>1 ha), le choix de la partie de cette serre pour effectuer le prélèvement des feuilles, doit être judicieux et basé sur les relevés des captures d'aleurodes, sur les plaques jaunes engluées à condition qu'elles soient réparties d'une manière homogène. L'observation portera donc sur le(s) côté(s) le(s) plus attaqué(s).

Il faut noter qu'à chaque campagne les producteurs essaient d'améliorer leurs techniques: ils changent de filets (10×20 au lieu du 10×14), confectionnent des portes SAS, revoient le système d'aération, arrachent parfois les plants juste avant la fin du cycle de la culture, etc. Tout cela peut biaiser les résultats de l'échantillonnage selon la répartition horizontale des aleurodes dans la serre et les deux méthodes doivent donc être affinées et adaptées avec ces changements.

En tout cas il est clair qu'en matière d'échantillonnage il faut commencer les prélèvements à partir du côté proche de l'extérieur pour l'étendre progressivement vers l'intérieur de la serre. Toutefois des études similaires méritent d'être abordées dans d'autres types serres pour avoir plusieurs cas de comparaison.

Sur le plan pratique, les deux méthodes permettent au producteur d'orienter son contrôle et sa lutte contre les aleurodes, en se basant sur :

- Un renforcement des mesures préventives, principalement le filet insect-proof sur les côtés, les faîtières et les portes SAS;
- l'application de traitements localisés sur les foyers (lignes de bordures, en dessous des faîtières..) et à l'extérieur sur le filet par des atomiseurs ou par des lances à dos.

## **II.2 – Répartition verticale**

L'échantillonnage des aleurodes doit tenir compte - en plus de leur distribution dans la serre - de leur répartition sur la plante comme unité d'échantillonnage. Pour cela il est nécessaire d'analyser la répartition verticale des stades fixes des Aleurodes (œufs, larves et pupes) sur des plantes qu'il faudrait diviser en trois strates. Une série d'observations faites sur la culture de tomate conduite sous serre, en plein champ et en biologique, a permis de constater qu'il existe une relation étroite entre la strate foliaire et le niveau des populations des différents stades des aleurodes en présence : La quasi-totalité des pontes est localisée au tiers supérieur du plant, les larves se trouvent dans leur majorité sur les étages foliaires d'âge moyen (2<sup>ème</sup> tiers) et la plupart des pupes sur les niveaux inférieurs. Le même type de répartition fut observé en France par **Reynaud (1999) & Trottin-Caudal et al. (1997)** qui ont rapporté que la distribution des stades larvaires des aleurodes sur une plante de tomate n'est pas aléatoire, elle se fait du haut vers le bas : les œufs et les jeunes larves se trouvent de préférence sur les plus jeunes feuilles alors que les larves âgées et les pupes sont localisées sur les feuilles les plus anciennes. Ces résultats

permettraient de prélever les échantillons sur une base logique, et aideraient à orienter un traitement meilleur dans la mesure où un insecticide larvicide, doit être utilisé sur les 2/3 inférieurs de la plante, alors qu'un adulticide doit être appliqué sur la strate supérieure, puisque les adultes se dirigent après leur émergence dans les strates inférieures vers l'apex pour y pondre.

### CHAPITRE III : NATURE DES DEGATS ET IMPORTANCE ECONOMIQUE

Depuis longtemps, *B. tabaci* passait inaperçue sur cultures maraîchères, mais au fil des années, elle a pris de l'ampleur en qualité de ravageur et vecteur de virus. A titre d'exemple, ses dégâts directs (suction de la sève et développement de la fumagine) auraient entraîné en Floride d'importants dommages sur *Poinsettia*, tomate et *Gerbera*; les viroses qu'elle transmet auraient été dans le même état à l'origine de 100 millions de dollars de pertes enregistrées en 1981 sur des cultures maraîchères de plein champ et sous serre (Avas et al, 1987). Certains auteurs estiment que ces pertes infligées par *B.tabaci* à travers le monde dépassent les 300 millions dollars par an. En tout cas, le TYLCV à lui seul peut réduire de 50 à 60%, la production de tomate de plein champ et sous serre, comme ce fut le cas dans certaines régions du Maroc au cours de la campagne 1999-2000 (Jebbour et al, 2000).

#### I. Dégâts directs

*B. tabaci* s'alimente directement sur les feuilles à partir du phloème; elle y enfonce ses stylets pour sucer la sève. En cas de pullulation, elle entraîne une perturbation des activités physiologiques de la plante qui se traduit par une réduction de la croissance et parfois une chute des feuilles. Ceci entrave le développement du fruit provoquant ainsi une diminution du rendement. Il existe peu d'études détaillées, reliant les rendements de la tomate aux dégâts directs. Cependant, **Lindquist et al. (1972)** ont démontré que les dégâts dus à la ponction de la sève peuvent causer une réduction de rendement de l'ordre de 20%.

Comme tous les aleurodes, les larves et les femelles de *B.tabaci* secrètent du miellat, une substance sucrée à base de glucose et de saccharose, sur laquelle se développe de la fumagine, un champignon *Ascomycète* du genre *Capnodium sp*, qui se présente sous la forme d'un enduit noirâtre qui recouvre les feuilles et les fruits. Sa présence dépend du niveau d'infestation et de la photopériode (plus accentuée en jour long); elle peut dans les cas extrêmes, réduire la photosynthèse et provoquer l'asphyxie des feuilles. De même, elle peut diminuer la valeur marchande des fruits qui se couvrent par un revêtement noir.

#### II. Transmission des virus

*B. tabaci* peut transmettre une trentaine de virus selon le mode persistant. Les plus importants seraient:

- Les *Geminivirus* : *African Cassava mosaic*, *Bean Golden mosaic*, *Mung bean Yellow mosaic*, *Tomato Golden mosaic*, *Chino del Tomato*, *Cotton leaf curl*, *Squatch leaf curl*, *Tobacco leaf curl*, le *Watermelon curly Mottle* et le ***Tomato yellow leaf curl***, le seul *Geminivirus* à un brin d'ADN monopartite considéré comme étant le virus le plus important transmis par cette espèce;
- les *Closterovirus*, *Lettus Infectious Yellow Virus*, *Cucurbit Yellow Stunting Disorder Virus*, *Sweet Potato Sunken Vein Virus*, *Tomato Infectious Chlorosis Virus*;
  - les *Carlavirus*: *Cowpea Mild Mottle Virus*;
  - les *Rod-shapedvirus* : *Cucumber Yellow Vein Virus*.
  - les *Potyvirus*,
  - les *Nepovirus*,
  - et les *Luteovirus*

Toutefois **Celix et Cerezo, (1996)**, d'autres virus peuvent être transmis selon les modes non persistant et semi-persistant.

### III. Niveau d'infestation

Pour estimer les populations d'aleurodes et évaluer la menace d'infestation encourue sur tomate par le *TYLCV*, on fait souvent appel aux méthodes d'échantillonnages par bande et à progression géométrique. Compte tenu de l'hétérogénéité des serres dans la région du Souss Massa, il était judicieux de suivre trois types de serres de tomate:

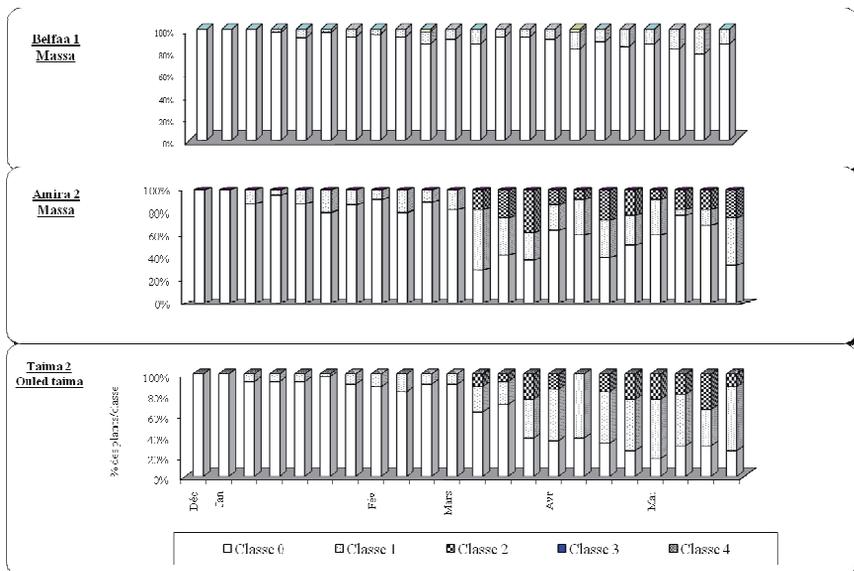
- Trois serres à conduite normale choisies selon les trois axes de la région: A Belfâa, à Ait-Amira et à Ouled-Taima ;
- deux serres conduites en " biologique" (sans traitements chimiques) : Une à la station expérimentale d'Ait Amira et l'autre dans e domaine "Bio" ;
- deux parcelles de tomate en plein champ: La première à la station expérimentale d'Ait-Amira et l'autre à Azrou .

Dans les serres à conduite normale (Fig. 7a, 7b et 7c), les adultes semblent très rares jusqu'à début mars. Au delà de cette période, ils commencent à réapparaître dans 20% des plants, à raison de 1 à 20 individus par plant. Le même constat est fait pour les larves dont les premières

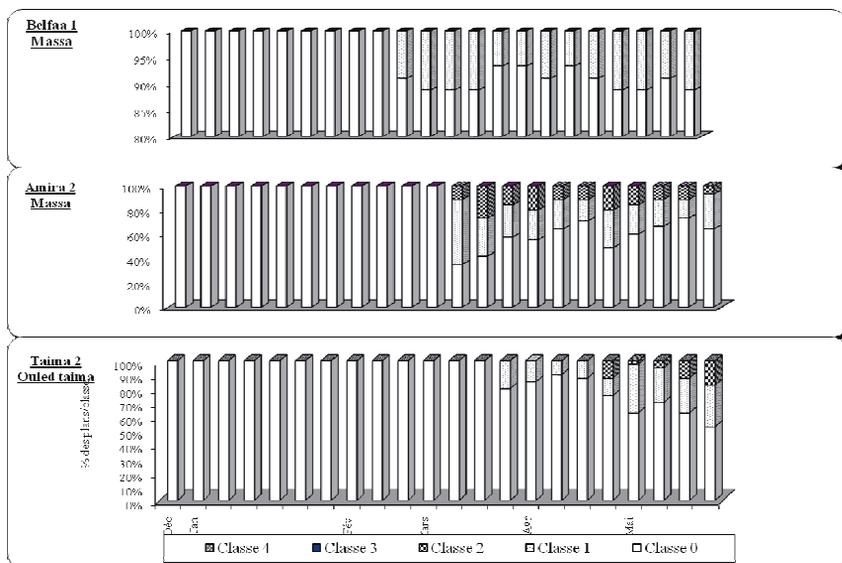
apparaissent en fin mars. On suppose que les efforts déployés par les producteurs dans ces serres permettent de maintenir les plantes indemnes jusqu'à cette période de l'année. En effet, les filets insect-proof utilisés diminuent le risque d'invasion par les adultes d'aleurodes à partir de l'extérieur. En plus, les applications insecticides (entre 8 et 19) et les effeuillages sont d'une grande utilité pour garder le niveau des populations imaginales et larvaires aussi bas que possible jusqu'à fin mars, au delà duquel la pullulation d'aleurodes reprend remarquablement. L'augmentation de la température, la réduction de la fréquence des traitements, et l'abondance du matériel végétal seraient les principaux facteurs à l'origine de la reprise du développement des différents stades d'aleurodes ;

Dans les serres conduites en " biologique", tous les stades d'aleurodes sont bien représentés : La serre de la station expérimentale apparaît à la figure 8a, totalement infestée aussi bien par les larves que par les adultes durant toute la période d'observation entre décembre et fin mai. Dans le domaine "Bio" (Fig.8b), les adultes sont assez présents, tandis que les jeunes stades ne se manifestent qu'à partir du mois de février pour reprendre de l'importance. Les aleurodes auraient certainement profité de l'absence du filet et du manque d'entretien technique (traitements, ébourgeonnage, effeuillage, désherbage.) pour s'y développer, bien qu'ils soient confrontés à l'action des ennemis naturels ;

En plein champ on constate que dans le domaine Azrou (Fig.9a), plus de 50% des plants ne sont pas infestés avant la première semaine du mois de mars. Le reste ne l'est qu'avec au plus 5 individus par plante, mais à partir du mois de mai, 20 à 30% des plants deviennent infestés avec en moyenne 5 à 10 individus/plant qu'ils soient des larves ou des adultes. L'éloignement de la ferme et sa proximité de la forêt d'arganier auraient permis de minimiser l'ampleur de l'attaque. A la station expérimentale d'Aït-Amira (Fig.9b), les aleurodes aussi bien à l'état larvaire ou imaginal semblent assez entre décembre et avril, bien que certaines plantes aient été relativement plus infestées en janvier. En tout cas le plein champ n'est pas un endroit propice pour le développement des aleurodes en hiver; ils préfèrent migrer vers des endroits abrités et chauds.



**Fig.7a : Evolution des populations imaginales des aleurodes sous serres à conduite normale**



**Fig.7b : Evolution des populations des jeunes larves d'aleurodes sous serres à conduite normale**

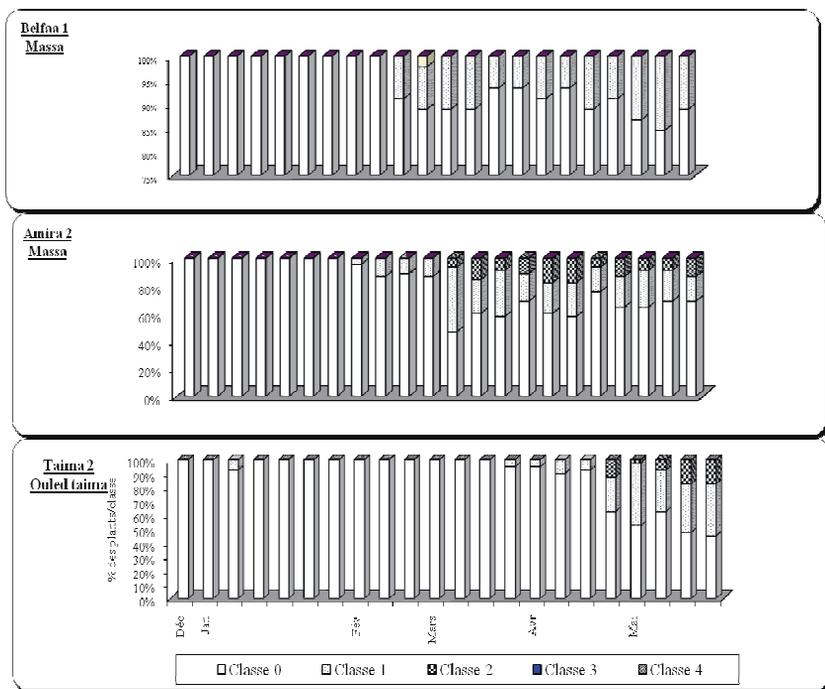


Fig. 7c : Evolution des populations des larves âgées d'aleurodes sous serres à conduite normale

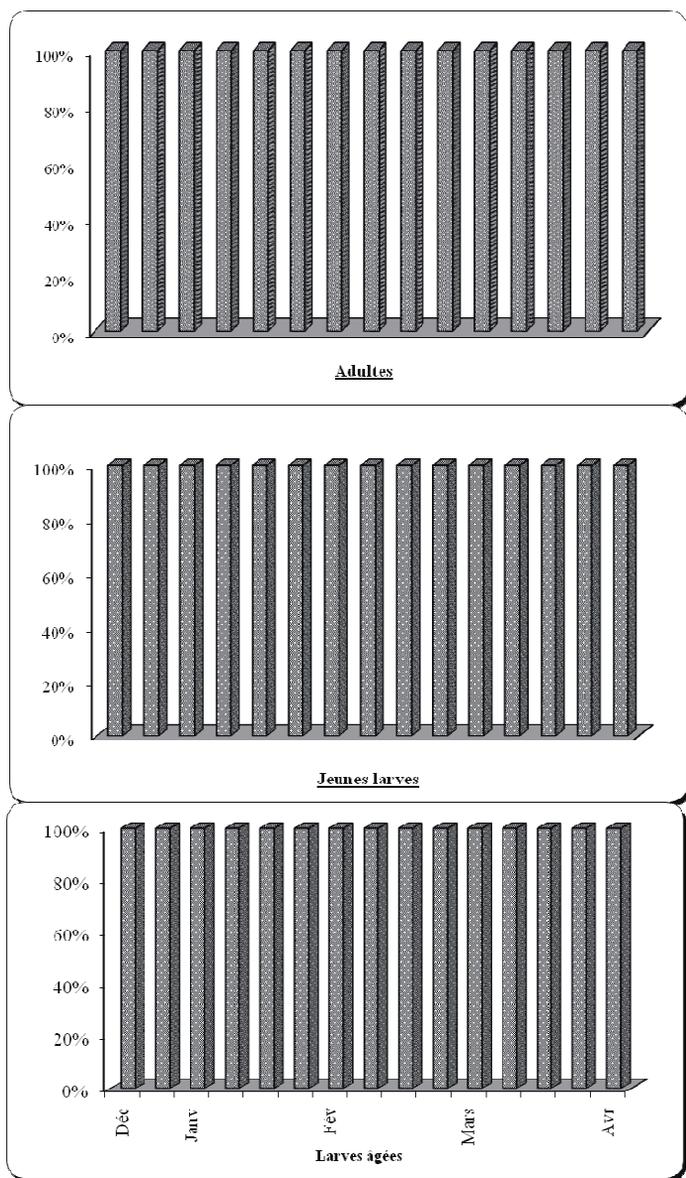
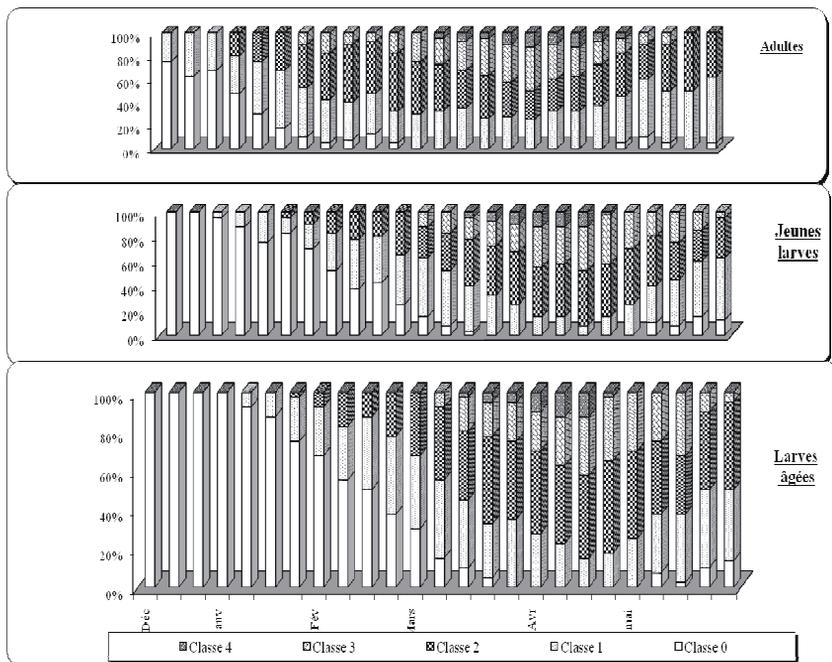
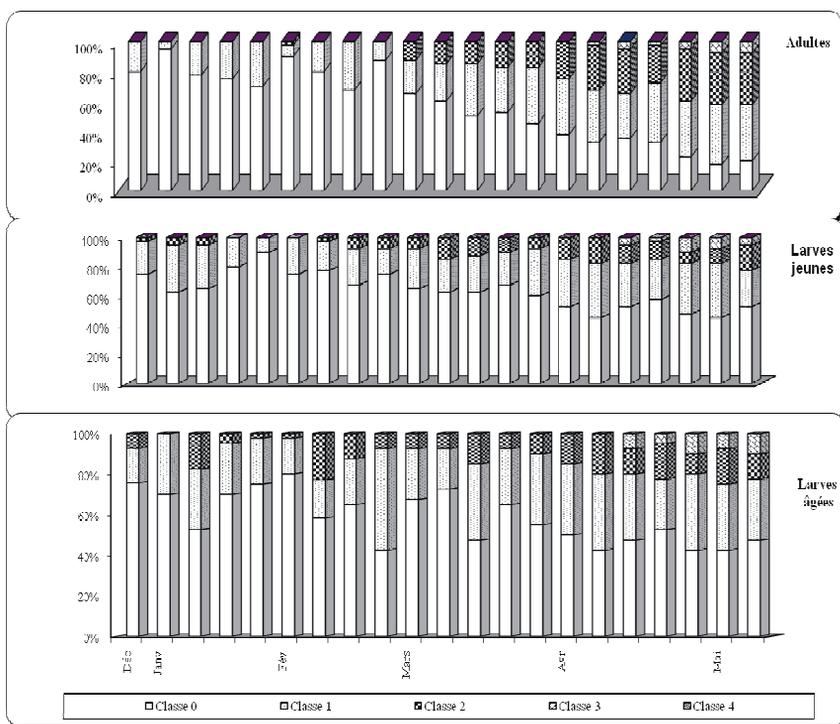


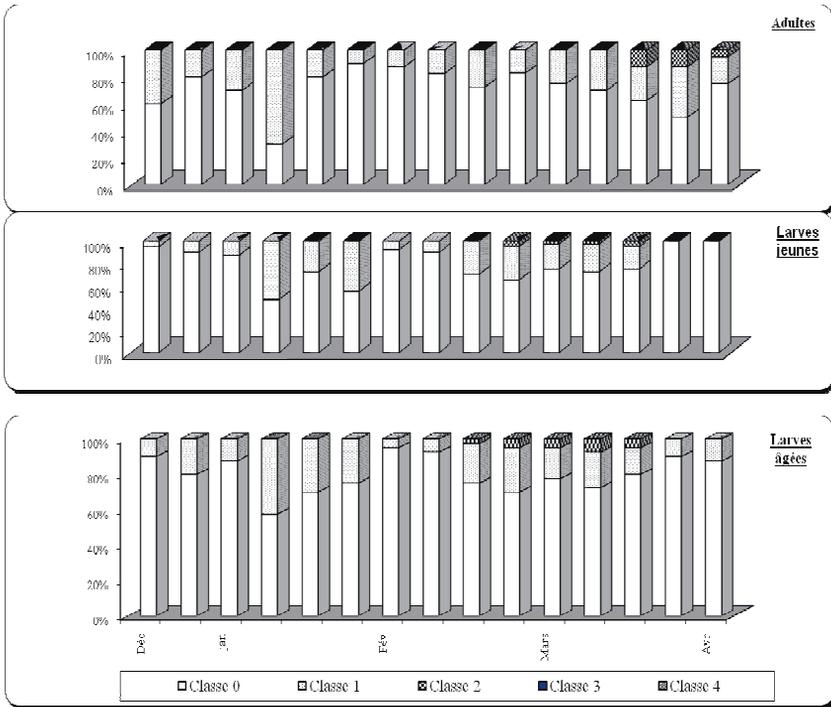
Fig. 8a : Evolution des populations d'aleocharides sur tomate biologique   la station expérimentale d'Ait Amira (classe 4)



**Fig. 8b: Evolution des populations d'aleurodes sur tomate biologique dans le domaine "Bio" à Massa**



**Fig. 9a: Evolution des populations d'aleurodes sur tomate de plein champ dans le domaine Azrou PC1**



**Figure 9b: Evolution des populations d'aleurodes sur tomate de plein champ dans la Station expérimentale d'Ait Amira**

## CHAPITRE IV : ETUDES BIOECOLOGIQUES SUR *Bemisia tabaci* DANS LA REGION DU SOUSS MASSA

### I. Cadre de l'étude

Il est évident que c'est dans la région du Souss Massa, premier périmètre producteur et exportateur de tomate, que la bioécologie de *Bemisia tabaci*, devait être la mieux maîtrisée et la plus suivie. Les données acquises sur la bionomie et la dynamique des populations de cette espèce émanent d'une série d'études réalisées dans une dizaine d'exploitations assez représentatives, choisies dans trois axes agricoles de la région, à savoir, l'axe de Biougra, celui de Massa et enfin celui d'Ouled-Taima. Elles appartiennent à des producteurs membres ou non à l'Association des Producteurs et Exportateurs des Fruits et Légumes (APEFEL) retenus par les Centres de Mise en Valeur Agricole (CMV) dans le périmètre selon le tableau 5. Les critères de choix des exploitations sont les suivants:

- La production de la tomate sous serre et /ou plein champ ;
- la présence ou absence du *TYLCV* ;
- le niveau de technicité avec présence ou absence d'un technicien ;
- la taille de l'exploitation;
- la situation selon l'axe régional ;
- la réceptivité et disponibilité du producteur.

Dans chaque exploitation, les serres ou parcelles de tomate repérées pour l'étude, font régulièrement l'objet d'une série d'observations phytosanitaires enregistrées à chaque visite dans une fiche technique dite "de producteur". Elle comporte d'une part des données biologiques et épidémiologiques sur la maladie et son vecteur, et d'autre part des informations techniques sur la situation phytosanitaire de la culture et sur les mesures de protection prophylactiques (Type de filet insect-proof, portes SAS, arrachage, effeuillage...) et chimiques (pesticides...) adoptées pour lutter contre ce problème

### II. Dénombrement des différents stades d'aleurodes sur plantes

Compte tenu du mode de répartition des aleurodes et des difficultés rencontrées pour repérer les stades jeunes, on peut utiliser trois méthodes

d'échantillonnage en vue d'avoir plus de chances pour disposer du matériel biologique nécessaire :

- Echantillonnage systématique : La technique est recommandée pour suivre l'évolution des populations jeunes (Larves, pupes, et exuvies d'émergence); elle a été appliquée dans deux serres (l'une à conduite normale et l'autre en biologique) et deux parcelles de plein champ (l'une de tomate à Azrou et l'autre d'aubergine à la station expérimentale d'Aït-Amira). A cet effet 40 plants représentatifs sont systématiquement choisis de façon à couvrir toute la parcelle. Chaque plant est divisé en 3 strates dont chacune fait l'objet d'un prélèvement de 2 folioles (soit un total de 6 folioles/plant). On y compte les œufs, les larves jeunes et âgées, les pupes, et les exuvies d'émergence des deux espèces d'aleurodes. Dans le tunnel Delta 9 (Tomate biologique) à la station expérimentale d'Aït Amira, ne sont choisis que 15 plants au total pour faire l'objet de ce dénombrement.

- Echantillonnage stratifié: C'est la méthode des bandes adaptée aux petites superficies ( $\leq 1$ ha); elle permet de comparer facilement les infestations par les aleurodes dans chacune des 3 bandes horizontales de la parcelle (Cf. 1<sup>ère</sup> Partie - Chapitre I) selon la répartition suivante :

Bande	Nombre de lignes	Nombre de plants	Taille de l'échantillon
1	4	1000	10
2	6	1400	14
3	8	1600	16
Total	18	4000	40

- Echantillonnage à progression géométrique : Cette méthode est applicable dans les serres d'une superficie supérieure à un hectare (Cf.1<sup>ère</sup> Partie - Chapitre I) comme c'est le cas de l'exploitation Biougrou 1.

### III. Piégeage des adultes d'aleurodes sur plaques jaunes

Les captures d'adultes d'aleurodes sont suivies sur des plaques jaunes engluées dans toutes les exploitations depuis le début de la campagne jusqu'à la récolte pour y suivre la chronologie de leurs émergences. Généralement 5 à 8 plaques sont installées à un niveau de 20 cm en dessous de l'apex de la plante; elles sont changées une fois par semaine, et ramenées au laboratoire pour être analysées sous loupe binoculaire.

### IV. Initiation de l'élevage de *Bemisia tabaci*

L'élevage des aleurodes peut être conduit sans difficultés sur différentes espèces végétales maraîchères, ornementales et adventices. Nous avons tenté celui de *B.tabaci* sur tomate (Variété *Daniella*) au Complexe Horticole d'Agadir pour

étudier sa bionomie. Les conditions qui ont permis la réussite de cet élevage sont les suivantes:

Le lieu de l'essai : Une serre expérimentale vitrée dont les paramètres climatiques sont réglés par un système informatisé pour maintenir la température à 27°C, l'humidité relative à 65% et la photopériode de 12 heures de lumière.

**Tableau 5 : Description des principales exploitations suivies dans la région du Souss - Massa**

Exploitation	Lieu (axe)	Surface (ha)	Variété	Origine	Type de serre	Type de filet	Date de Plantation	Début de l'essai	Stade de la plante au début de l'essai
Azrou PC	Azrou -Aeroport (Ouled.Taima)	1	Gabriella	Azrou	Plein champ	Sans	26/10/00	15/10/00	Plantation
Aitmoussa 1	Ait Moussa (Ouled.Taima)	1	Daniella	Azrou	Canarienne	10x14	21/08/00	21/11/00	8 <sup>ème</sup> Bouquet
Taima 1	Ouled Taima	1	Thomas	locale	Canarienne	10x14 + P17	22/08/00	04/10/00	2 <sup>ème</sup> Bouquet
Taima 2	Ouled Taima	1	Daniella	locale	Multichapelle	10x14	06/09/00	04/10/00	2 <sup>ème</sup> Bouquet
Temsia	Temsia (Ouled.Taima)	1, 25	Gabriella	locale	Canarienne	10x14	24/08/00	11/10/00	3 <sup>ème</sup> Bouquet
Amira 1	Ait Amira (Massa)	0,5	Gabriella	locale	Canarienne	10x16+ P17	16/09/00	01/11/00	3 <sup>ème</sup> Bouquet
Amira 2	Ait Amira (Massa)	0,5	Gabriella	locale	Canarienne	10x20+ 10x10+ P17	18/10/00	22/11/00	2 <sup>ème</sup> Bouquet
Bio	Ait Amira (Massa)	0,25	Anastasia	locale	Canarienne	Sans	???	25/11/00	6 <sup>ème</sup> Bouquet
Boustane	Ait Amira (Massa)	0,25	Camélia	locale	Canarienne	10x20	20/10/00	14/11/00	2 <sup>ème</sup> Bouquet
Station expérimentale (Office Régional de Mise en Valeur agricole du Souss Massa)	Ait Amira (Massa)	0,054	Tiila Essai biologique Gabriella (locale)	locale	Delta 9 Essai biologique Multichapelle (Aubergine, comme Piège)	Sans	22/08/00	16/10/00	4 <sup>ème</sup> Bouquet
		0,250	Gabriella (locale)	locale		10x14	08/09/00	16/10/00	2 <sup>ème</sup> Bouquet
		0,050	Plusieurs Gabriella	locale	Plein champ Canarienne	Sans	???	16/10/00	4 <sup>ème</sup> Bouquet
Belfaa 1	Belfaa (Massa)	1	Gabriella	locale	Canarienne	10x14	02/09/00	18/10/00	3 <sup>ème</sup> Bouquet
Belfaa 2	Belfaa (Massa)	0,5	Gabriella	locale	Canarienne	10x14	01/10/00	08/11/00	2 <sup>ème</sup> Bouquet
Biougra 1	Biougra	1	Cencara	Nursery	Canarienne	10x14	22/09/00	19/10/00	2 <sup>ème</sup> Bouquet



**Photos (4) : Exemples de parcelles de suivi du TYLCV et de son vecteur**

Les cages d'élevage : confectionnées en bois, parallélépipédiques, de dimensions variables (2 grandes, 15 moyennes et 5 petites), bien fermées, 2 de leurs 4 faces sont vitrées, les 2 autres sont recouvertes avec de la mousseline à maille inférieure à la taille de l'insecte ;

Le semis : fait dans les alvéoles de plateaux couverts de tourbe et installés ensuite dans les grandes cages ;

La plantation : effectuée 15 jours après semis dans des pots remplis moitié - moitié avec un mélange de tourbe et de sable préalablement stérilisé dans un four à 120°C;

L'entretien : Après installation des pots dans les cages; les plantules y sont irriguées tous les 48 heures et nourries par des engrais en cas de nécessité. Leurs apex sont pincés lorsque elles atteignent le stade de 5 à 6 feuilles;

L'introduction des larves et pupes de *B.tabaci*: Des feuilles de *Poinsettia* infestées par les larves et pupes de *B.tabaci* (région d'Ouled Taima) sont placées dans une grande cage à côté de 6 plants sains de tomate pour lancer l'élevage qui a été étendu à d'autres cages. Durant la période de l'essai, les plants de tomate n'ont montré aucun symptôme du TYLCV D'ailleurs un test *ELISA* effectué le 16 mars 2001 a permis de confirmer cette hypothèse, , ce qui laisse supposer que les adultes issus de cette cage ne portaient pas le virus.

## V. Analyse de la composition démographique

L'évolution des populations d'aleurodes dans les serres de production, est établie à partir des relevés hebdomadaires qui ont eu lieu sur des échantillons représentatifs de feuilles de tomate (240 folioles/semaine). La composition des populations est exprimée en terme de pourcentage de l'effectif total observé à chaque relevé des différents stades dénombrés (œufs, larves, pupes et exuvies d'émergence). Toutefois, les adultes ne peuvent pas pu être comptés à cause de leur agilité. On compte généralement leur place les exuvies d'émergence (couleur blanche avec un trou de sortie visible sous loupe binoculaire) qui représentent la population imaginaire ayant émergé après avoir passé son développement larvaire sur la même culture. La distinction entre les deux espèces d'aleurodes ne peut se faire dans ces conditions qu'au niveau des pupes dont la différence est facile sous loupe binoculaire : Celles de *B. tabaci* sont jaunes, aplaties et possèdent des soies courtes alors que celles de *T. vaporariorum* sont blanches, surélevées de la surface foliaire et possèdent de longues soies. Les autres stades larvaires des deux espèces sont difficiles à distinguer. D'ailleurs, plusieurs auteurs comme **Blink (1979) et Dalmon & al**

(2000) considèrent que seul le puparium , permet une distinction aisée entre *B. tabaci* et *T. vaporariorum*.



Photos (5) : Suivi des populations de *Bemisia tabaci*



**Photos (6) : Conditions d'élevage de *Bemisia tabaci***

L'examen des graphiques établis à partir des suivis effectués dans quelques serres de production (Station expérimentale d'Aït Amira, domaine Bio, Ait Moussa, Boustane et Biougra), permet de constater que les aleurodes évoluent entre octobre et mai en trois à quatre périodes d'activité distinctes

matérialisées par les pics observés dans l'effectif des œufs. Les premiers adultes commencent à émerger dès novembre (premières exuvies d'émergence observées); leur apparition dépend de toute une série de facteurs dont les plus importants seraient la température, l'âge de la plante, la fréquence des traitements et les opérations d'entretien. En fait, tous les stades des aleurodes sont présents dans des proportions variables :

- Les œufs sont les mieux représentés : 70 à 90% en octobre et 20 à 40% en mars. Ils sont pondus en grand nombre en période de chaleur et résistent mieux au froid, et aux traitements insecticides que les autres stades (**Tong-Xian et Stansly, 1994**) ;
- la population larvaire évolue d'une façon continue entre octobre (0-20%) et mai (10 à 40%); mais sa densité peut varier selon les mesures de lutte entreprises : Elle diminue considérablement en cas des traitements adulticides, et augmente, par contre en cas de désherbage;
- Les pupes -comme les larves, sont représentées dans des proportions qui varient de 0 à 30% entre octobre et mai;
- Enfin, les exuvies d'émergence ne sont représentées que dans de faibles proportions entre octobre et début mars à cause de la mortalité larvaire. Toutefois, en fin de cycle de culture, elles deviennent trop nombreuses après la migration des adultes vers d'autres plantes hôtes.

Cette composition démographique telle qu'elle se présente (Fig.10a et 10b) ne permet pas de repérer avec exactitude le nombre de générations de chacune des deux espèces d'aleurodes. Le seul stade qui permet de faire cette analyse est celui de "la pupe". En effet, les figures 11a et 11b donnent une idée sur l'importance de chaque espèce d'aleurodes dans quelques serres suivies dans la région du Souss Massa. Il en résulte à titre d'exemple que *B. tabaci* domine dans les serres à conduite normale, et *T.vaporariorum* , dans les serres conduites en biologique.

## **VI. Suivi des émergences des aleurodes**

### **VI.1 Sans distinction entre les deux espèces**

Les périodes et les durées de vol des adultes d'aleurodes, sont déterminées à partir des captures relevées sur les plaques jaunes engluées (Fig. 12a, 12b et 12c). Ces vols s'échelonnent entre octobre et mai sur des durées de 12 à 28 semaines, avec des maximums de captures traduits par des pics dont le

nombre varie selon l'axe de 2 à 3 dans les domaines suivis à Massa, et 4 à 5 dans ceux de Biougra et Ouled Taïma.

Selon les cas, les premières sorties ont lieu, soit quelques jours après le début des observations, ou soit plus tard après deux ou trois mois dans la plupart des serres suivies. Ainsi les premiers adultes seraient apparus avant la fin du mois d'octobre dans la station expérimentale d'Ait Amira et à Ait Moussa, au début du mois de novembre dans les régions de Biougra et Ouled Taïma, et jusqu'à janvier à Massa. Le retard enregistré dans les sorties d'adultes, serait lié au niveau d'infestation qui est assez faible au début du cycle de la culture. La majorité des serristes prennent leurs précautions en procédant à certaines dispositions préventives :

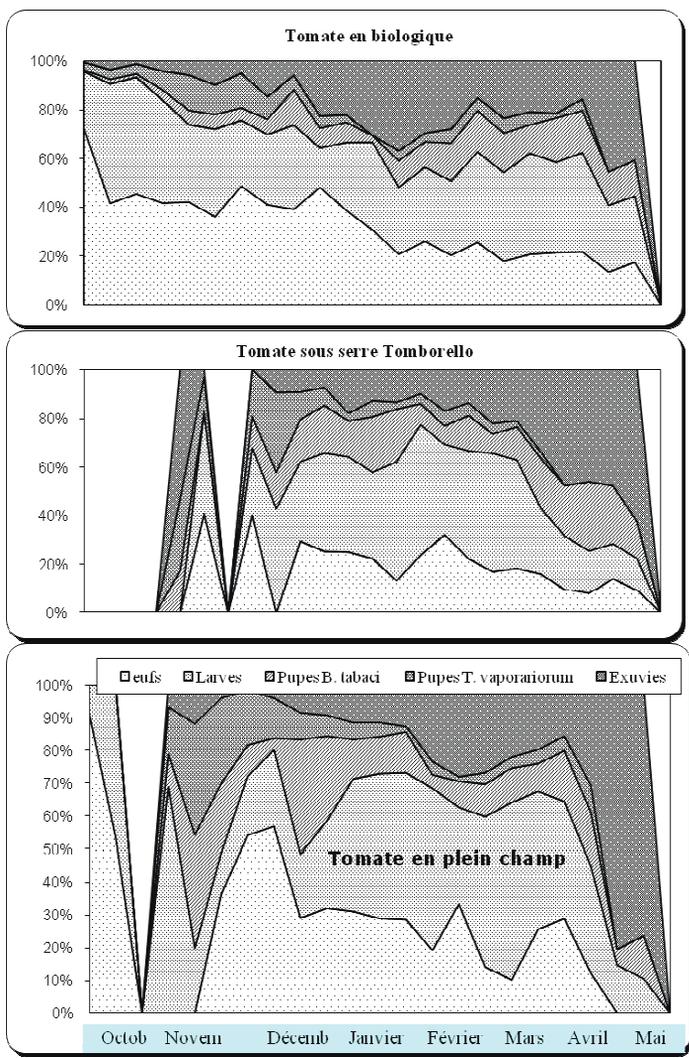
- Equipement des serres en barrières physiques (filet insect-proof 10x20 ou 10x22, portes SAS double ou triple...);
- application des insecticides à large spectre, à raison d'au moins une fois par semaine;
- effeuillage, désherbage, ébourgeonnage ...

Toutefois, à partir de fin mars qui coïncide avec la fin de la période d'export, les mesures d'entretien sont relâchées, au profit des nouvelles populations d'aleurodes.

Sur tomate de plein champ, les captures d'aleurodes, enregistrées apparaissent faibles. Le maximum d'adultes piégés ne dépasse guère 20 adultes par plaque en novembre à la station expérimentale, et 10 dans le domaine Azrou PC1, en mai.

## **VI.2 Avec distinction entre *B.tabaci* et *T. vaporariorum***

Les principales espèces d'aleurodes inventoriées dans la région sont: *T. vaporariorum* et *B. tabaci* dont la distinction est un élément clé dans une stratégie de lutte, du fait de l'importance et des caractéristiques de chacune d'elles. Le risque de transmission du *TYLCV* par *B.tabaci*, même à une faible densité du vecteur inquiète les producteurs et les rend perplexes au sujet de la présence des aleurodes quelque soit leur nature sur les plantations. Pour cela, il est nécessaire d'éclairer cet aspect en apportant des éléments de réponse sur la faisabilité de l'identification à l'œil nu des adultes des deux espèces sur feuilles et sur plaques jaunes, tout en suivant l'évolution de leur présence relative dans les sites d'étude.



**Fig.10a : Composition démographique des populations d'aleurodes dans la station expérimentale d'Ait Amira**

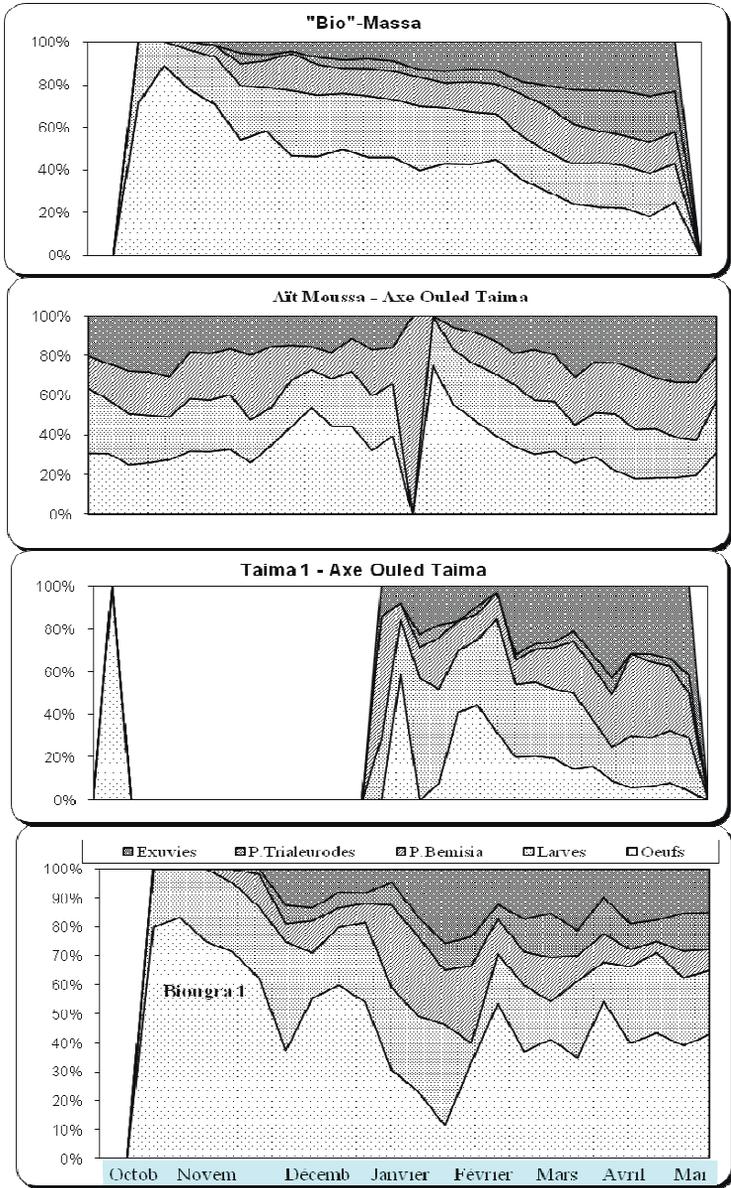


Fig.10b : Composition démographique des populations d'aleurodes dans quelques fermes dans la région du Souss Massa

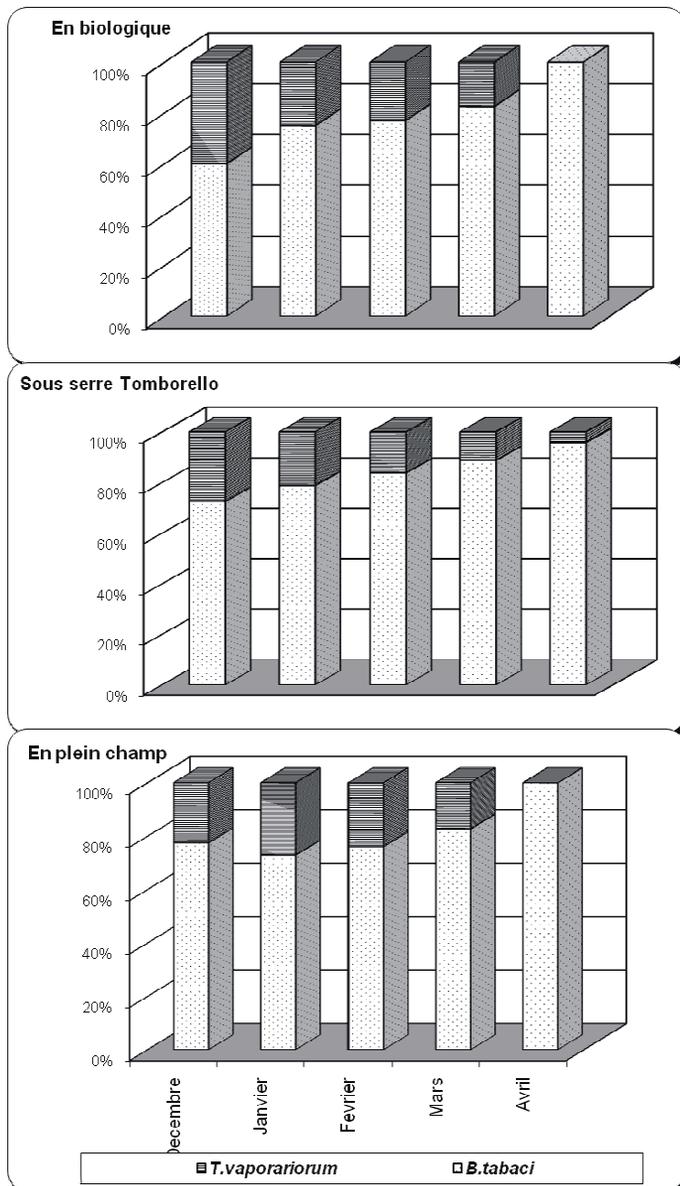
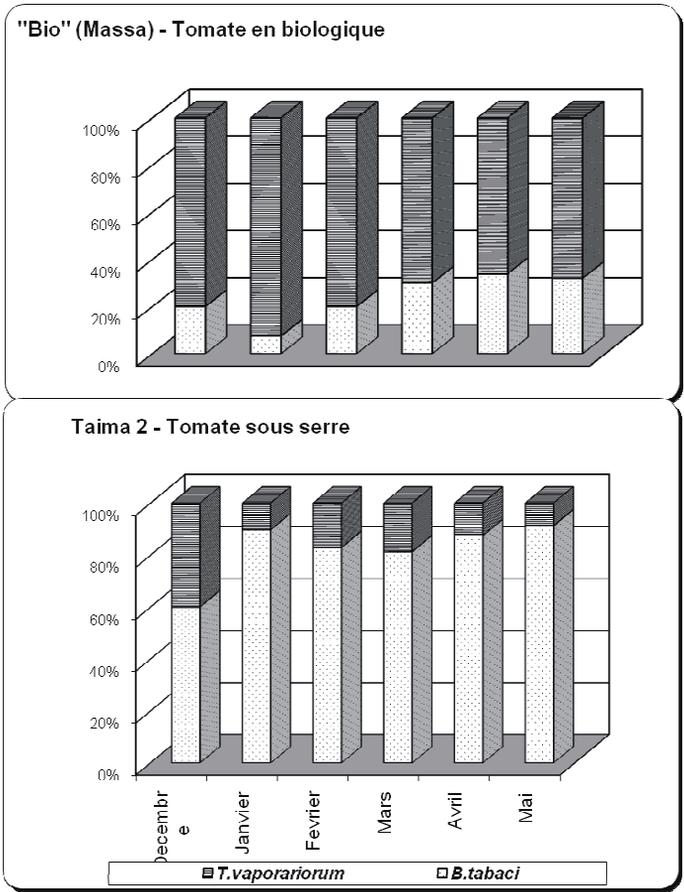


Fig. 11a : Evolution des 2 espèces d'Aleurodes sur tomate à la station expérimentale d'Ait Amira



**Fig. 11b : Evolution des 2 espèces d'Aleurodes sur tomate dans les axes de Massa et à Ouled Taima**

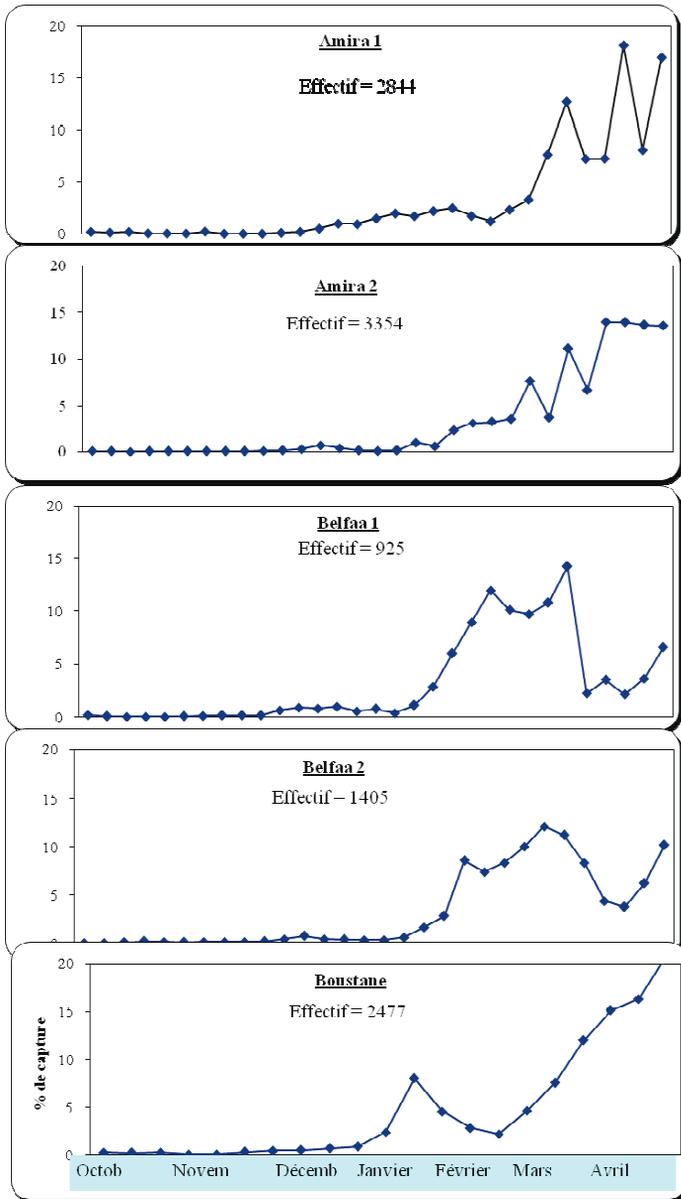


Fig.12a : Evolution des captures des aleurodes dans l'axe de Massa

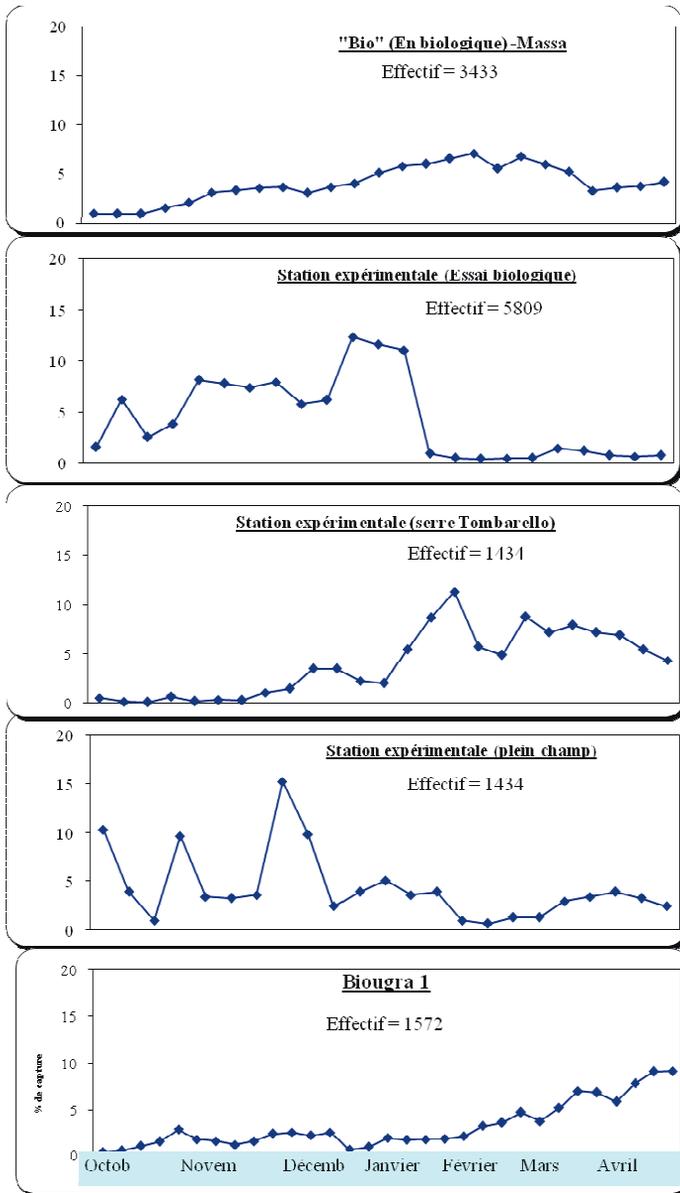


Figure 12b : Evolution des captures des aleurodes à Massa et à Biogra

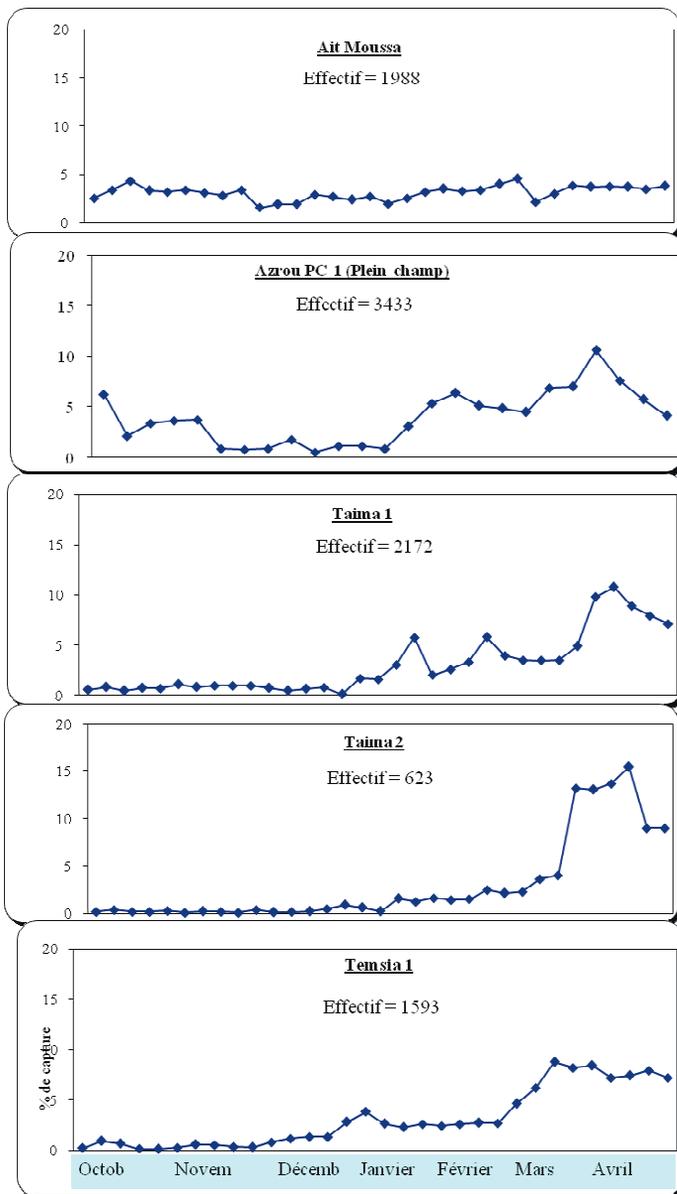


Figure 12c : Evolution des captures des aleuodes dans l'axe d'Ouled Taima

### **VI.2.1. Identification à l'œil nu sur feuilles et sur plaques jaunes**

Sur tomate, 100 adultes d'aleurodes repérés et identifiés à l'œil nu (Taille, couleur et position de l'aile), sont aspirés (micro aspirateur), mis dans des tubes contenant de l'alcool (70°) et ramenés au laboratoire pour être identifiés à nouveau sous loupe binoculaire, sur la base de la présence ou non de l'arête sur les ailes antérieures. Le tableau 6 présente les résultats de cette identification par les deux méthodes. Il en ressort qu'une bonne observation à l'œil nu permet une distinction aisée entre *B. tabaci* et *T. vaporariorum*. Toutefois, le degré de précision reste très relatif selon l'expérience de l'observateur.

Sur les pièges jaunes à glu, installés dans les différents sites d'étude, l'identification des deux espèces reste très difficile voire même impossible. L'observation hebdomadaire sous loupe binoculaire de ces plaques engluées, souvent salies par la poussière ne suffit pas pour les distinguer. Malgré ça, on a tenté une expérience tout au moins pour tester l'effet de la glu sur la validité des critères morphologiques distinction entre *B. tabaci* et *T. vaporariorum*. Pour cela on a capturé 20 adultes de chaque espèce, qu'on a placés séparément dans deux tubes différents pour être lâchés et piégés ensuite sur une plaque jaune, en vue de les observer deux fois par jour (à 9h et à 21h) sous loupe binoculaire. Le tableau 6 montre que les critères possibles de distinction entre les deux espèces ne peuvent être que la couleur et la taille qui ne restent valables que pendant 12 heures pour le premier et 36 heures pour le second. Au delà de ce délai, aucun critère n'est valide (Tableau 7).

### **VI.2.2 Prélèvement et identification dans les exploitations suivies**

Sur tomate, un maximum de 20 adultes d'aleurodes sont aspirés par semaine et par exploitation pour être identifiés sous loupe binoculaire. Ce suivi permet d'avoir une idée sur la répartition temporelle et spatiale de chacune des deux espèces. Les principaux critères de distinction sont la taille, la couleur et la présence ou absence de l'arête dans les ailes antérieures. Le tableau 8 présente les résultats de cette identification pour chaque exploitation en terme de pourcentage. Il en résulte que sur un total de 5532 individus prélevés dans la région du Sous Massa entre octobre et mai, 72% sont de *Bemisia*, alors que 28% sont des *Trialeurodes*.

Les figures 13a, 13b, 13c exposent la chronologie comparée des émergences des deux espèces, exprimée en terme de capture hebdomadaire des adultes dans chacune des serres ou parcelles suivies. Il en ressort que :

- Dans les parcelles de plein champ et dans certaines serres, *B. tabaci* est la mieux représentée durant tout le cycle de la culture: Cas des domaines Amira2, Aït Moussa, Azrou, Belfâa, Taima2, Temsial, et la station expérimentale.

- A l'inverse, dans d'autres serres, c'est *T. vaporariorum* qui prend la relève :

- A partir de janvier jusqu'à mai dans le domaine Boustane,
- du début avril jusqu'à fin mai dans les domaines Amira 1 et Biougra 1;

- et durant tout le cycle sur tomate en biologique "Bio"

Plusieurs facteurs seraient donc à l'origine de cette distribution hétérogène des deux espèces d'aleurodes. Les plus importants sont la température, l'adaptation aux nouvelles structures de la serre, la gamme d'hôtes et l'accoutumance aux insecticides :

- La température : Elle influe sur le potentiel reproducteur de chacune des deux espèces. **Hoddle (1998)** rapporte qu'à des températures > 20°C, *B.tabaci* se multiplie plus rapidement que *T.vaporariorum*. C'est le cas dans la région du Souss où l'on capture le plus d'adultes de *B.tabaci* : 85% à Massa, en septembre-octobre (température moyenne mensuelle > 20°C), 60 à 65% entre novembre et février (température moyenne mensuelle voisine de 16°C) et 71% en mai.

- Adaptation aux nouvelles structures de la serre : Depuis l'introduction du *TYLCV* dans la région, les producteurs se sont orientés vers des mesures prophylactiques de protection de la tomate sous serre visant à empêcher le vecteur d'atteindre les plantes. Les filets insect-proof furent l'un des moyens, devenu indispensable; la première tendance était l'utilisation de filets à maille 6×9, 10×14, et 10×16. qui se sont montrés plus efficaces contre *T.vaporariorum* qui est d'une taille plus grande que *B. tabaci*. Actuellement on s'oriente vers des filets à maille de plus en plus petite comme le P17, 10×20 et 10×22. En tout cas on constate que dans toutes les serres protégées par filet, *B. tabaci* est toujours la plus représentée. Par contre, dans les serres conduites en biologique et sans filet (domaine "Bio"), *T. vaporariorum* reste plus importante (jusqu'à 80% d'adultes capturés). En plus des filets, des portes SAS de plusieurs sortes sont conçues avec deux à trois entrées ou même plus, pour éviter les risques de leur introduction dans les serres ;

- Gamme d'hôtes : Outre les cultures maraîchères, plusieurs plantes ornementales et adventices, sont en mesure d'héberger *B. tabaci* dont la gamme d'hôtes est plus large que celle de *T. vaporariorum* (**Zalom et al. 1995**). Ces

cultures adjacentes souvent moins protégées, peuvent servir de réservoir d'où migrent les adultes de *B. tabaci* vers la tomate (Cf. 1<sup>ère</sup> partie, Chapitre II);

▪ Accoutumance aux insecticides : Il n'est pas exclu que *B. tabaci* présente une certaine accoutumance plus élevée aux insecticides que *T. vaporariorum*. D'ailleurs, dans les quelques parcelles suivies dans la région, des traitements insecticides répétés 3 à 6 fois avec des spécialités commerciales différentes, mais de même de matière ou du même groupe chimique, n'ont pas empêché *B. tabaci* de s'y développer et de pulluler sans difficultés.

**Tableau 6: Efficacité de l'observation deux espèces d'aleurodes à l'œil nu**

Espèce	A l'œil nu	Sous loupe binoculaire
<i>Bemisia tabaci</i>	65	62
<i>Trialeurodes vaporariorum</i>	35	38
Total	100	100

**Tableau 7: Validité des critères de distinction des aleurodes sur plaques engluées**

Durée après la manipulation	Critère de distinction possible
0h	Taille, couleur
12h	Taille, couleur
24h	Taille
36h	Taille
48h	Rien

**Tableau 8 : Importance relative des 2 espèces d'aleurodes dans les exploitations suivies.**

Axe	Exploitation	% <i>B. tabaci</i>	% <i>T. vaporariorum</i>	Nombre d'individus observés
Biougra	Biougra1	47,5	52,5	461
Ouled Taïma	Aït Moussa	99,37	0,63	640
	Temsia 1	68,71	31,29	358
	Azrou PC1	77,08	22,92	432
	Taima 1	85,29	14,71	408
	Taima2	88,52	11,48	305
Massa	Belfâa 1	94,18	5,82	326
	Belfâa 2	88,96	11,04	275
	Bio (en biologique)	24,6	75,4	500
	Boustane	20,88	79,12	273
	Amira 1	52,38	47,62	315
	Amira 2	88,73	11,27	355
	Station : Plein champ	78,86	21,14	246
	Station : Essai biologique	77,18	22,82	298
Station : Serre Tombarello	84,7	15,3	340	
Total		72 %	28%	5532

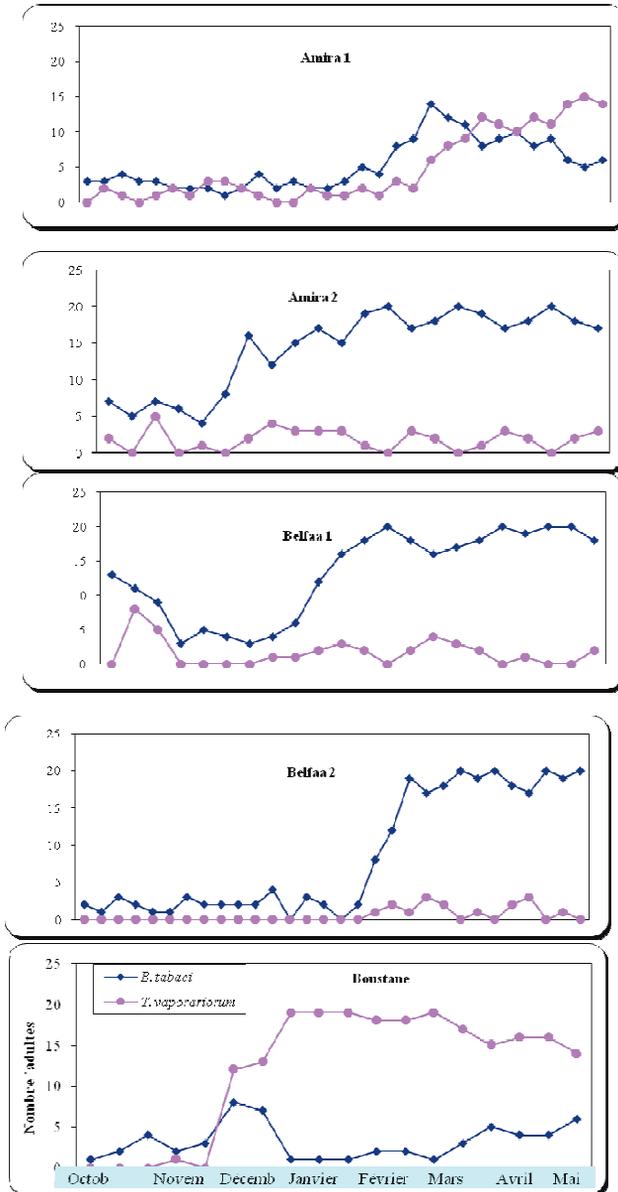


Fig.13a : Chronologie des émergences des deux espèces d'aleurodes à Massa

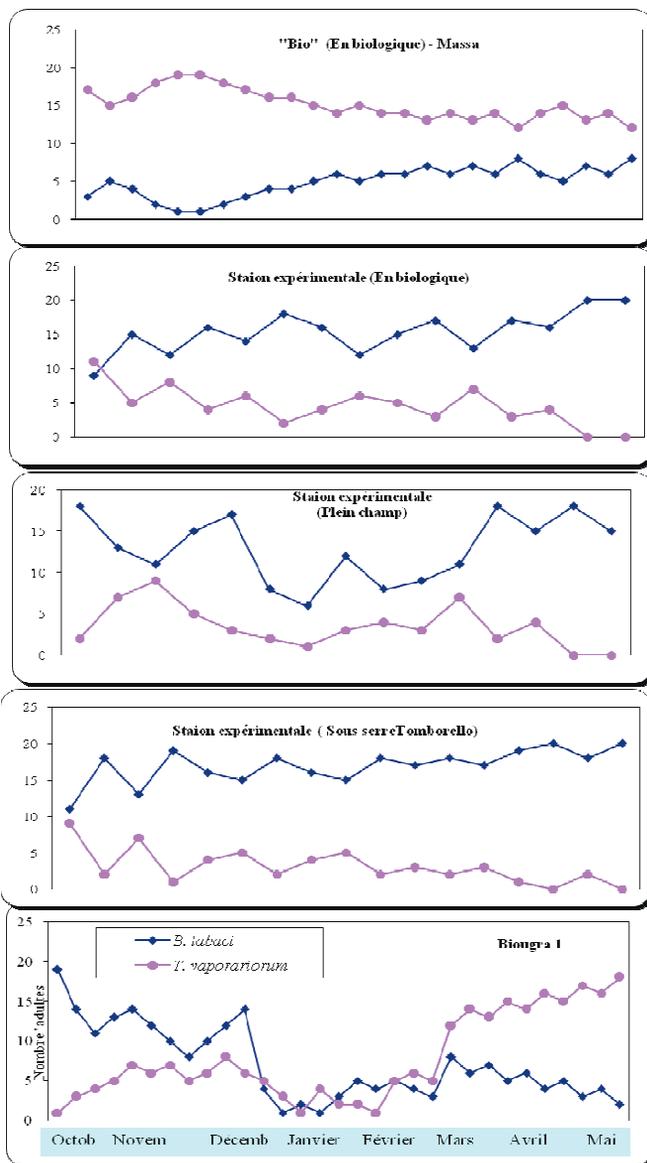
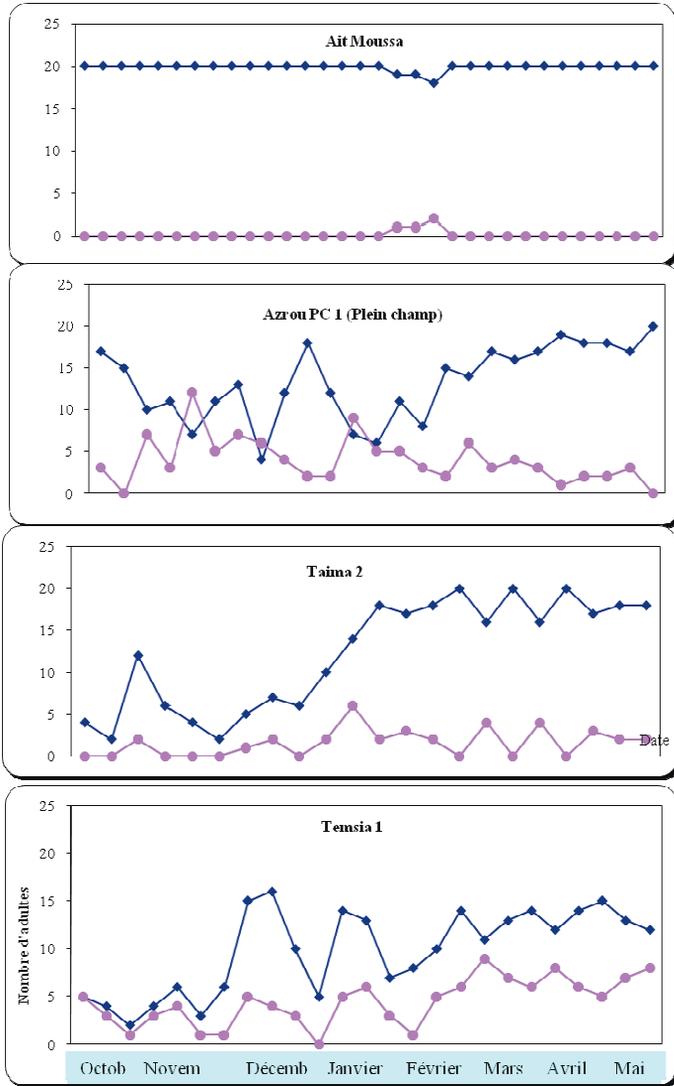


Fig. 13b : Chronologie des émergences des deux espèces d'aleurodes à Massa et Biougra



**Fig. 13c : Chronologie des émergences des deux espèces d'aleochares dans l'axe d'Ouled Taima**

En conclusion, l'analyse de l'ensemble des données acquises sur les aleurodes permet de noter que les populations larvaires et imaginales évoluent en deux à quatre périodes d'activité qui se succèdent entre octobre et mai, mais si l'on tient compte de la distinction entre les deux espèces d'aleurodes au stade "pupe" dans les serres suivies on peut noter que 3 à 4 générations de *B. tabaci* se succèdent entre octobre et mai sur tomate, matérialisées par des pics observés dans l'effectif des pupes alors que pour *T. vaporariorum*, n'ont été enregistrés que 3 pics.

Les premiers vols enregistrés sont plus précoces à Biougra et Oued Taima qu'à Massa, ils s'échelonnent sur 3 à 7 mois durant le cycle de la tomate. Ce long échelonnement des sorties, peut être à l'origine de chevauchements, qui rendent difficile la distinction entre les 2 espèces sur plaques jaunes. Le décalage et l'irrégularité de leurs cycles peuvent également être dus aux variations de la durée du développement sous l'effet du climat et des mesures prophylactiques entreprises par les producteurs.

## **VII. Potentiel reproducteur de *B tabaci***

### **VII.1. Durée du développement**

La connaissance de la durée du développement permet de prévoir les dates des premières sorties d'adultes, en vue de prendre les mesures nécessaires de lutte (surveillance, choix du filet, prévision des traitements....). On a tenté d'évaluer la durée du développement de *B tabaci* et de ses diverses phases en conditions de laboratoire. Les observations ont lieu chaque jour dans des cages d'élevage numérotées (Photos 6). Elles consistent à infester des plants sains de tomate repérés, par une centaine d'adultes de *B. tabaci* le matin à 8h et qu'on élimine le soir à 18h pour éviter tout chevauchement entre les stades. Les prélèvements quotidiens concernent 1 à 2 folioles qu'on observe sous loupe binoculaire afin de déterminer les durées limites de chaque stade. On considère que la durée du développement de l'insecte à un stade donné est représentée par la période qui s'écoule entre la sortie du premier adulte et l'apparition du premier individu parvenu au stade en question. Les étapes prises en considération sont les suivantes:

- Incubation : Période séparant la 1<sup>ère</sup> ponte observée et la 1<sup>ère</sup> éclosion des larves;
- développement larvaire : Période séparant la 1<sup>ère</sup> éclosion et l'apparition de la 1<sup>ère</sup> pupa;

- développement "pupal" : Période séparant la 1<sup>ère</sup> et l'apparition du 1<sup>er</sup> adulte.

La méthode retenue pour le calcul de cette durée, demeure assez précise puisque les pontes peuvent avoir lieu le même jour et le laps de temps entre deux observations est réduit (1fois/jour). Le critère utilisé pour distinguer entre les stades est la taille pour les larves du 2<sup>ème</sup>, 3<sup>ème</sup> et 4<sup>ème</sup> stade, et la présence des yeux rouges pour les pupes.

Les durées des principales phases de développement telles qu'elles sont déterminées, apparaissent au tableau 9. Il montre que la durée totale du développement de *B. tabaci* sur tomate dans les conditions de notre serre (la température est de 27°C et l'humidité de 65%) varie de 21 à 27 jours. Au Venezuela **Salas et Mendoza (1994)** notent sur tomate une durée moyenne de développement de 22 jours à une température de 25°C et une humidité relative de 65%. Au Maroc, **Bahij (1995)** estime que cette durée varie de 19 à 33 jours sur tomate à 26°C. Aux USA, **Hoddle (1999)** rapporte sur *Poinsettia* une moyenne de 30 jours à 28°C.

## VII.2. Longévité des adultes

A chaque émergence d'aleurodes, 20 nouveaux adultes de *B. tabaci* sont introduits dans une cage d'élevage pour y noter quotidiennement le nombre d'individus morts. Dans ce cas la longévité est définie comme étant la durée qui sépare l'apparition et la mort du premier adulte. Le tableau 10 rend compte des résultats de ce suivi sur tomate pour 100 adultes répartis en 5 lots (1 lot de 20 adultes par cage). Il en ressort que les premiers adultes commencent à mourir dès le deuxième ou le quatrième jour. Après 10 jours à l'intérieur de la cage, 30% des individus sont restés vivants, alors qu'après 13 jours, un seul individu est repéré vivant. Dans les conditions de cette étude, le 14<sup>ème</sup> jour représente la limite maximale de vie d'un adulte de *B. tabaci*. Toutefois d'autres expériences restent indispensables pour déterminer avec précision la longévité individuelle de *B. tabaci* dans d'autres conditions. Sur tomate, Salas et Mendoza (1994) notent une longévité moyenne de 19 jours (25°C, 65% d'HR), tandis que Hoddle (1998) ne mentionne que 16 jours sur poinsettia à 28°C.

## VII.3. Rapport numérique des sexes

Le rapport numérique des sexes, ou "sex-ratio" selon l'expression anglaise, est défini comme étant le rapport du nombre de mâles à celui des femelles. Chez les insectes à dimorphisme sexuel très prononcé, il est facile à déterminer. Chez *B. tabaci*, la distinction entre mâles et femelles ne peut se faire que par une dissection des génitalia (opération délicate et assez longue), ou par l'observation de la taille; les femelles étant plus grandes que les mâles. On a

utilisé ce dernier critère pour distinguer les deux sexes parmi 1000 adultes en élevage de masse sur des feuilles d'aubergine et de tomate dans la serre expérimentale du Complexe Horticole. Le mode opératoire utilisé pour la distinction des sexes de *B. tabaci* reste imprécis du fait qu'il ne repose que sur la taille, sans aucun autre critère de distinction qui peut le valider. En fait, lors du sexage, nous avons eu parfois des difficultés pour classer un certain nombre d'individus de taille intermédiaire. En effet, la plupart des individus sont groupés en couple, alors que certains sont seuls. Toutefois, la différence de taille entre les individus du couple est nette, et les individus seuls sont souvent de taille assez proche de celle des femelles. Au tableau 11, les résultats montrent que le sex-ratio est en faveur des femelles: 52.6% d'adultes sont des femelles sur tomate et 56% sur aubergine. D'ailleurs plusieurs auteurs notent la même observation, alors que **Salas et Mendoza (1994)** relèvent une proportion beaucoup plus élevée en faveur des femelles, soit 1 mâle pour 2,75 femelle au sein d'une population à tendance parthénogénétique.

**Tableau 9 : Durée du développement de *B. tabaci* sur tomate.**

Répétition	Durée du développement en jours						
	Oeuf	L1	L2	L3	L4	Pupe	Total
1	7	15 à 30 minutes	3 à 4	3 à 4	3 à 5	5 à 7	21 à 27
2	7		3	3 à 5	4 à 5	5 à 6	22 à 26
3	7		3	3	3 à 4	5	21 à 22
4	7		3 à 4	4	3	5	22 à 23
5	7		3 à 4	3 à 5	3 à 5	6	22 à 27

**Tableau 10 : Longévité des adultes de *B. tabaci* sur tomate.**

Lot	Nombre d'adultes survivants en fonction des jours													
	1 <sup>er</sup> j	2 <sup>èm</sup> ej	3 <sup>èm</sup> ej	4 <sup>èm</sup> ej	5 <sup>èm</sup> ej	6 <sup>èm</sup> ej	7 <sup>èm</sup> ej	8 <sup>èm</sup> ej	9 <sup>èm</sup> ej	10 <sup>e</sup> mej	11 <sup>èm</sup> ej	12 <sup>èm</sup> ej	13 <sup>èm</sup> ej	14 <sup>èm</sup> ej
1	20	20	20	19	16	15	14	14	10	6	5	2	-	-
2	20	17	16	16	14	10	6	6	2	2	-	-	-	-
3	20	20	17	16	16	12	10	10	8	4	1	-	-	-
4	20	20	20	18	15	15	12	9	8	8	5	2	2	-
5	20	20	20	17	16	14	10	10	10	7	6	2	-	-

**Tableau 11 : Rapport numérique des sexes de *B. tabaci* sur tomate et aubergine.**

Répétition	Tomate		Aubergine	
	Nombre de mâles	Nombre de femelles	Nombre de mâles	Nombre de femelles
1	49	51	46	56
2	47	53	48	52
3	50	50	43	57
4	45	55	39	61
5	46	54	46	54
Total	237	263	220	280
Pourcentage	<b>47.4%</b>	<b>52.6%</b>	<b>44%</b>	<b>56%</b>

#### **VII. 4. Fécondité des femelles**

La "fécondité potentielle" n'est qu'une notion théorique; elle représente le nombre moyen d'œufs que peut pondre une femelle dans des conditions " idéales", où elle ne serait exposée avec sa descendance à aucune contrainte ou facteur limitant. Elle permet de déterminer la population mère à partir de laquelle il est possible de suivre l'évolution de la descendance. Or, en réalité le nombre d'œufs réellement pondus ne traduit pas le potentiel de la femelle; il varie souvent selon l'espèce, l'individu ou selon une série de facteurs abiotiques (température, humidité relative...), biotiques (longévité des femelles, parasites...), trophiques (plante hôte, densité d'attaque...) ou autres. En raison de la difficulté de reconstitution de ces conditions il n'est possible d'évaluer que la fécondité apparente.

Sur ce point nos observations ont porté à chaque fois sur une dizaine de couples de *B. tabaci* qui venaient d'émerger, et qu'on introduisait sur un plant de tomate sain à l'intérieur d'une cage. Après la mort des parents, les feuilles sont récupérées pour faire l'objet d'un comptage minutieux de toute la descendance (œufs, larves et pupes) sous loupe binoculaire. Les données obtenues sont groupées au tableau 12 qui montre bien qu'une femelle de *B. tabaci* peut pondre entre 92 et 110 d'œufs avec une moyenne de l'ordre de 102 œufs par femelle. Sur tomate, **Salas et Mendoza (1994)** mentionnent une fécondité moyenne de 195 œufs par femelle à 25°C (HR = 65%), alors que sur *Poinsettia*, **Hoddle (1998)** ne signale que 96 œufs par femelle à 28°C.

**Tableau 12 : Evaluation de la fécondité de *B. tabaci* sur tomate**

Lot (10 couples)	Date d'introduction des couples	Date de comptage	Nombre d'œufs	Nombre de larves	Total	Moyenne couple par
1	12 avril	25 avril	761	330	1091	109,1
2	12 avril	23 avril	574	354	928	92,9
3	02 mai	14 mai	621	368	989	98,9
4	02 mai	16 mai	687	422	1109	110,9
5	02 mai	15 mai	547	436	983	98,3
<b>Moyenne</b>						<b>102,02</b>

### VIII. Ennemis naturels autochtones

Par le nombre d'espèces et la variété de leurs adaptations, les ennemis naturels des aleurodes constituent une faune particulièrement intéressante. Ils sont nombreux et beaucoup d'entre eux sont communs à d'autres ravageurs. L'étude biologique de plusieurs espèces d'entre eux, et de leur participation comme un facteur de mortalité chez *B. tabaci* ont été abordées par plusieurs auteurs dont **El Dessouki et al. (1976)**, **Ton-Xian Lui (1996)**, **Trottin-Caudal et Millot (1997)** et autres.

Nous proposons ici un inventaire des principaux ennemis naturels associés aux aleurodes dans la région du Souss Massa. Il sera complété par un apport de quelques éléments d'information sur leur bionomie et leur action comme facteurs limitants.

#### VIII.1. Espèces rencontrées

Les principaux ennemis des aleurodes comprennent :

- des prédateurs notamment des *Hétéroptères Miridae*, des *Coléoptères Coccinellidae* et des *Névroptères Chrysopidae*,
- des *Hyménoptères* parasitoïdes *Aphelinidae* ;
- et des champignons entomophages.

Dans la région du Souss Massa, on rencontre deux types d'auxiliaires : Certains sont autochtones, comme *Nesidiocoris tenuis* Reuter, d'autres ont été introduits dans le cadre d'essais de lutte biologique comme *Eretmocerus eremicus* Howard. Lors de nos prospections nous avons essayé de récolter toute l'entomofaune associée aux aleurodes, aussi bien sur leurs plantes hôtes

(tomate, aubergine, *Poinsettia*, mauvaises herbes...) que sur les pièges jaunes installés dans les serres d'expérimentation.

#### VIII.1.1. Prédateurs

##### **a/ *Nesidiocoris tenuis* Reuter (*Hétéroptère. Miridae*)**

Plusieurs punaises *Miridae* sont rencontrées sur tomate dans les pays du Bassin méditerranéen notamment *Macrolophus caliginosus* Wagner, *Dicyphus sp* et *Nesidiocoris tenuis* (**Trottin-caudal et Millot, 1997**). Cette dernière reste l'espèce la plus rencontrée dans la région du Souss Massa, elle a déjà été signalée au Maroc depuis au moins 1995 (**Srairi, 1995**). Précédemment appelée *Cyrtopeltis*, cette punaise a un régime mixte à la fois phytophage et prédateur : Outre les aleurodes, elle se nourrit d'acariens *Tétranyques*, de pucerons, de thrips et des œufs de *Lépidoptères*.

L'adulte est reconnu par les caractères morphologiques suivants :

- Couleur vert clair avec des taches foncées sur les hémélytres (gris clair);
- Cunéus séparé du reste de l'hémélytre avec lequel il forme un angle;
- Ocelles absents, yeux noirs en bas de la tête;
- Antennes avec des anneaux noirs sur le premier article ;
- Anneau noir autour du gula.

L'œuf est invisible, il est inséré en dessous de l'épiderme de la feuille.

La larve est semblable à l'adulte (développement paurométabole), mais de couleur jaune vert pâle ou jaune verdâtre. Le tableau 13 présente les caractères morphologiques de distinction entre les trois espèces de *Miridae* rencontrées dans le bassin Méditerranéen. Il en ressort que les antennes et la couleur sont les critères de distinctifs entre ces punaises *Miridae*.

*N. tenuis* est rencontré en abondance dans les serres conduites "en biologique là où les proies sont assez nombreuses, spécialement les aleurodes et les thrips. Toutefois nous n'avons jamais enregistré ses dégâts typiques sur tomate. Or **Malausa (1989)** rapporte que cette espèce peut parfois infliger par injection d'une salive toxique d'importants dégâts sous forme d'anneaux ou de chancres de couleur brune autour des tiges, des pétioles et des boutons floraux provoquant ainsi leur dessèchement. Sur les feuilles, des décolorations et des déformations peuvent apparaître selon le même auteur.

Dans les serres traitées de façon intensive, une présence faible de *N. tenuis* n'a été enregistrée que vers la fin du mois de Mai dans certaines exploitations suivies dans la région du Souss Massa.

**b/ *Nephaspis oculatus* Atchbley (Coleoptère, Coccinellidae)**

Parmi les coccinelles prédatrices d'aleurodes, *Delphastus pusillus* Leconte est la mieux connue à travers le monde; elle a fait l'objet d'introduction dans des programmes de lutte intégrée aux USA et en Europe, mais elle n'a jamais été signalée au Maroc

Par contre, une autre espèce ayant fait l'objet d'élevage et d'introduction dans des programmes similaires contre *B.argentifolii* sur Cantaloup aux USA (Hoelmer et al. 1993), était rencontrée pour la première fois au Maroc. Il s'agit de *Nephaspis oculatus*, une espèce originaire d'Amérique centrale qui n'a jamais été introduite en Europe. C'est une coccinelle noire reconnue comme une prédatrice vorace, utilisée souvent pour la protection des vergers d'Agurmes et des Cultures ornementales contre les Aleurodes.

Quelques individus de l'espèce furent capturés sur des plaques jaunes installées dans le domaine Temsia (Axe d'Ouled Taima) et dans la ferme du Complexe Horticole d'Agadir (I.A.V.Hassan II). Cependant aucun individu (larve ou adulte) n'a pu être récolté directement sur les plantes. C'est une petite coccinelle de 1.25 mm de long et 0.85 mm de large, pubescente, sa tête n'est visible que lorsqu'elle cherche à se nourrir. Les œufs sont ovales et verdâtres à jaunâtre-blancs, ils mesurent 0.4 mm de long et 0.18 mm de large, et sont souvent pondus isolément à côté des œufs d'aleurodes (Tong-Xian, 1996).

**Tableau 13 : Critères de distinction entre les espèces de *Miridae***

Critère de distinction	<i>N. tenuis</i>	<i>M. caliginosus</i>	<i>Dicyphus sp.</i>
Couleur des adultes	Verte	Verte	Grisâtre à brun foncé
Couleur des antennes chez les adultes	Clares annelées de noir	Clares avec le premier article noir	-
Coloration des larves	Vert-jaunâtre	Verte	Verte
Coloration des antennes des larves	Annelées de noir	Entièrement claires	Clares avec le 1 <sup>er</sup> article brun rougeâtre

**Tableau 14 : Comparaison entre *N. oculatus* et *D. pusillus***

Stade	<u><i>Nephaspis oculatus</i></u>	<u><i>Delphastus pusillus</i></u>
Adulte (femelle)	Corps brun, élytres noirs, couverts de poils jaunâtres	Corps noir, prosternum et pattes jaunes et brillants
Adulte (mâle)	Pronotum et tête jaunes, élytres noirs avec la région apicale jaune ou noire; Position des pièces buccales post-ventrale; Articles I et II des antennes plus larges que le 2 <sup>ème</sup> et le 4 <sup>ème</sup> article; 6 segments abdominaux visibles.	Pronotum noir, avec des côtés latéraux jaunes. Tête marron; Position des pièces buccales ventrale; ; Articles I et II des antennes moins larges que le 2 <sup>ème</sup> et le 4 <sup>ème</sup> article; 5 segments abdominaux visibles.
Larve	Blanche	Jaune, couverte par des poils fins.
Nymphe	Blanche, avec de longs poils.	Blanc jaunâtre, avec de petits poils.

Après une période de préoviposition d'environ 11 jours, les femelles pondent les œufs à une cadence de 3 œufs par jour, soit une fécondité moyenne de 54 œufs par femelle, la durée d'incubation étant de 6 jours. Après éclosion, la larve du 1<sup>er</sup> stade évolue en 6 jours, celle du 2<sup>ème</sup> stade en 4 jours, celles du 3<sup>ème</sup> et 4<sup>ème</sup> stade en 3 jours et la nymphe en 3 jours; Au total la durée du développement de *N. oculatus* serait de 19 jours (**Tong-Xian, 1996**). Les larves fusiformes de couleur blanches sont de type campodéiforme. La distinction entre les 4 stades larvaires est difficile, elle ne repose que sur leur taille. La larve néonate est reconnaissable à son comportement; elle bouge doucement lorsqu'elle cherche son hôte et tourne à gauche et à droite pour prospecter la feuille. Au terme de son développement, l'adulte émerge et vit environ 56 jours chez les mâles et 67 jours chez les femelles. Le sex-ratio étant de 1/9. Le dimorphisme sexuel est prononcé: chez la femelle, le vertex et le pronotum sont entièrement noirs, les élytres le sont souvent, chez le mâle, le pronotum est jaune, le méso et le metasternum sont noirs. Le nombre de générations est de 5 à 8 par an, avec une durée moyenne de 51 jours par génération.

Les adultes et les larves de *N. oculatus* se nourrissent des œufs d'aleurodes. Les femelles seraient plus voraces que les mâles. Un adulte consommerait 184 œufs par jour alors qu'une larve changerait d'appétit selon son stade de développement:

- ♦ La larve du 1<sup>er</sup> stade : 16 œufs par jour;
- ♦ la larve du 2<sup>ème</sup> stade : 68 œufs/ jour;
- ♦ la larve du 3<sup>ème</sup> stade : 128 œufs/ jour;
- ♦ la larve du 4<sup>ème</sup> stade : 124 œufs/ jour.

Ayant étudié l'effet de certains insecticides sur le développement de cette espèce, **Tong-Xian (1996)** conclut que les pyréthrinoïdes seraient toxiques à tous les stades de développement de l'insecte et que des insecticides à base de savon (Insecticidal Soap) ne seraient toxiques que sur les larves. Les huiles minérales sont modérément toxiques pour les œufs mais sans effet sur les autres stades. Il en ressort que l'utilisation des pyréthrinoïdes est incompatible avec l'action biologique de *N. oculatus*. Insecticidal Soap peut être utilisé avec une grande attention au moment opportun (éviter les stades larvaires), alors que les huiles minérales peuvent être appliquées sans grand risque.

*D. pusillus* et *N. oculatus* se ressemblent beaucoup et ne sont pas reconnaissables à l'œil nu, mais sous loupe binoculaire, la distinction se fait grâce à des poils dorsaux absents chez *D.pusillus* (Sub-famille des *Sticholotidinae* et tribu des *Serangiini* sans poils) et présents chez *N. oculatus*. (Sub-famille des *Scymninae* et tribu des *Scymnini* à pubescence sur les élytres). Le tableau 14 et les figures 15 et 16 décrivent les stades de développement des deux espèces et les principales caractéristiques morphologiques de distinction entre elles.

Toutefois, une autre coccinelle noire signalée au Maroc sur Rosier par **(Djibrilla, 1993)**, ressemble à *N. oculatus* et appartient à la même tribu des *Scymnini*. Il s'agit de *Stethorus punctillum* prédatrice d'acariens. Il paraît après confrontation des observations effectuées sous loupe binoculaire sur *N. oculatus* et des photos de *Stethorus punctillum* que la surface du pronotum est plus développée chez ce dernier et la position des antennes par rapport à la tête est plus en retrait.

La présence de *N. oculatus* au Maroc suscite donc plusieurs questions dans la mesure où nous ignorons les conditions de son introduction et de son adaptation. Elle doit donc faire l'objet d'une recherche plus détaillée pour évaluer son intérêt en lutte biologique.

### ***C/ Chrysopa carnea* Stephens (Névroptère. Chrysopidae)**

Ce Névroptère fut rencontré sur tomate et sur luzerne dans la commune de Temsia vers la fin du mois de Mai. L'adulte est d'une taille de 10 à 15 mm, de couleur vert clair avec de longues ailes transparentes placées en forme de toit

au repos, le corps est mince et allongé, les pattes et les antennes sont longues et filiformes. Il n'est pas prédateur, mais il se nourrit essentiellement de nectar, du pollen et du miellat. La femelle pond environ par jour une vingtaine d'œufs petits bien visibles car ils sont placés sur un pédoncule de sécrétions durcies de 5 à 10 mm de long. En revanche la larve est très active; elle est pourvue de grandes mâchoires en forme de tenailles lui permettant de saisir ses proies. Elle préfère les pucerons, mais elle se nourrit également d'aleurodes, de thrips, d'araignées rouges, de mouches mineuses, des œufs et des larves de papillons. Elle passe par trois stades larvaires durant une période allant de 2 à 3 semaines selon la température. La période de nymphose dure environ deux semaines, pendant lesquelles la larve s'entoure d'un cocon de soie blanche. Jusqu'à présent nous ne disposons pas au Maroc, d'assez d'informations sur la voracité de cette espèce vis à vis des aleurodes en général et de *B. tabaci* en particulier.

### **VIII.1.2. Parasitoïdes**

Lors de nos prospections dans la région du Souss Massa, nous avons pu observer des *Hyménoptères Aphelinidae* du genre *Eretmocerus*, émerger des pupes de *B. tabaci* parasitées (coloration vire vers le jaune) sur des feuilles de tomate, d'aubergine, de *Datura stramonium*, et de *Lantana camara*. Les adultes récupérés sont identifiés sur la base des caractères suivants :

Une couleur jaune, des antennes de 5 articles chez la femelle et 3 chez le mâle, avec leur massue très développée et trois fois plus longue que large, des ailes antérieures avec une veine marginale, plus courte que la veine submarginale, des stigmates relativement larges et enfin des tarsi pentamères.

Le genre *Eretmocerus* suit de près l'extension des aleurodes; il compte à peu près 42 espèces décrites, dont 11 sont signalées aux USA (**Rose et Zolnerowich, 1997**). Les plus utilisées en lutte intégrée contre *B.tabaci*, sont *Eretmocerus eremicus* Howard, *Eretmocerus mundus* Mercet, originaire du Bassin Méditerranéen, *Eretmocerus aligarhensis* Khan, *Eretmocerus corni* Haldman et *Eretmocerus.californicus* originaires de Californie..

Après identification deux espèces d'*Eretmocerus* sont reconnues dans la région ; il s'agit d'*E. Mundus* sur rencontrée sur *Lantana camara* et d'***E. eremicus*** sur feuilles de tomate et d'aubergine: Chez la première la radicule est 4 fois plus longue que le scape alors que chez la seconde elle est 6 fois plus longue. La présence d'*E. Mundus* dans la région résulterait de quelques tentatives de lâchers entrepris par des sociétés comme Koppert et Biobest, elle s'y est adaptée en manifestant une certaine résistance aux insecticides à base de Pyréthriinoïdes de

synthèse, mais son efficacité dans la réduction des populations d'aleurodes n'est pas encore démontrée localement.

Nous nous limitons dans ce paragraphe à *E. eremicus* qui semble pouvoir s'adapter et se développer sans difficultés dans la région du Souss Massa. C'est une espèce de couleur jaune à l'état larvaire et imaginal. La femelle se distingue par des antennes de 5 articles dont le dernier est court, alors que chez le mâle, elles n'en ont que 3 articles dont le dernier est long. (Fig. 14)

*E. eremicus* évolue en 3 stades larvaires dont le dernier se transforme en une nymphe qui vire au jaune. Après émergence, la femelle localise son hôte par olfaction et y dépose son œuf en dessous de tous les stades larvaires (de préférence L1 et L2). Sur tomate, une femelle peut pondre jusqu'à 150 œufs durant toute sa vie à une température de 17°C. Après éclosion, la larve néonate pénètre et se développe en endoparasite, elle secrète des substances qui régulent la croissance de l'hôte et inhibent sa réaction de défense. Sa durée du développement dépend de la température et du stade de l'espèce parasitée. Le tableau 15 expose quelques paramètres du potentiel biotique d'*E. eremicus*. Au terme de son développement, l'adulte émerge d'un trou rond et cherche nouveaux hôtes à parasiter; il peut parcourir une distance de 1,3 mm/s sur la même plante, et prospecter près de 70% des larves investiguées par son ovipositeur pour être parasitées. Sur tomate, le rapport numérique des sexes est de 4/6.

**Tableau 15: Potentiel biotique d'*E. eremicus* élevé sur deux espèces d'aleurodes (Hoddle, 1999)**

Paramètre biologique	<i>T. vaporariorum</i> sur tomate à 17°C	<i>B. tabaci</i> (Biotype B) sur Cotton à 28°C
Longévité moyenne des adultes	30 jours	5.9 jours
Taux journalier d'oviposition	7 œufs	5.9 œufs
Fécondité moyenne	149.9	22.9
Voracité journalière	indéterminé	2 à 3 larves
Durée du développement	27 jours	21.7 jours
Stade préféré pour le « host-feeding »	indéterminé	1 <sup>er</sup> stade larvaire
Stade préféré pour la ponte	2 <sup>ème</sup> et 3 <sup>ème</sup> stade larvaire	début du 3 <sup>ème</sup> stade larvaire

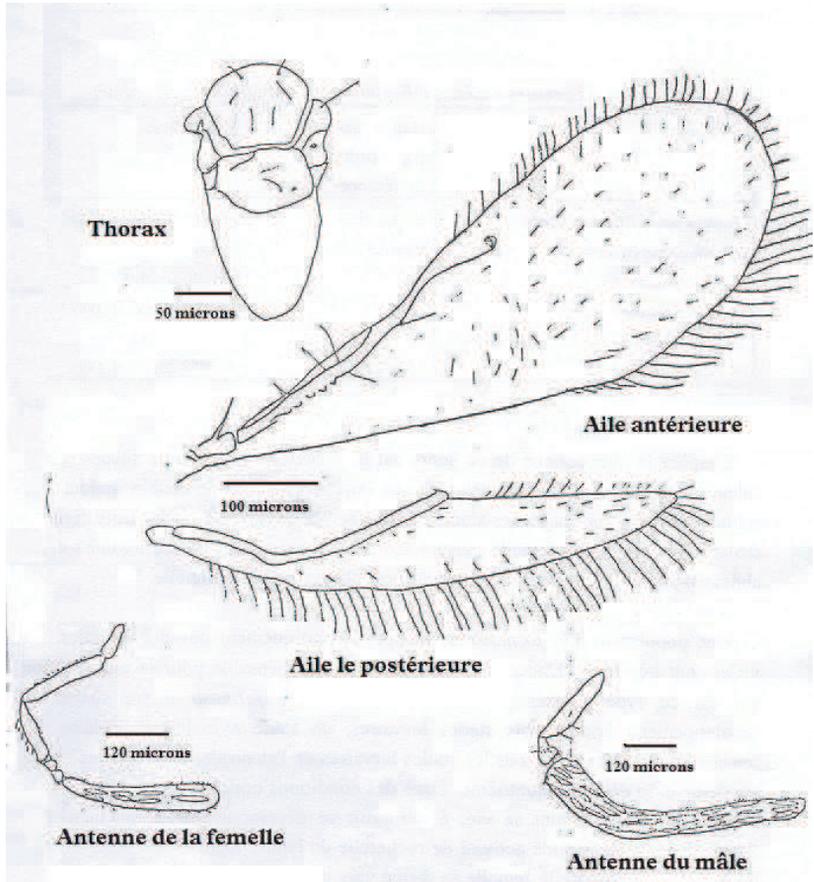
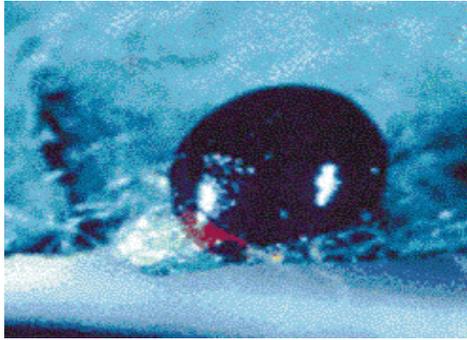


Figure 14 : Description morphologique de *Eretmocerus eremicus*



**Photo 7a:** La Coccinelle *Nephaspis oculatus*



**Photo 7b:** La Coccinelle *Del phastus pusillus*



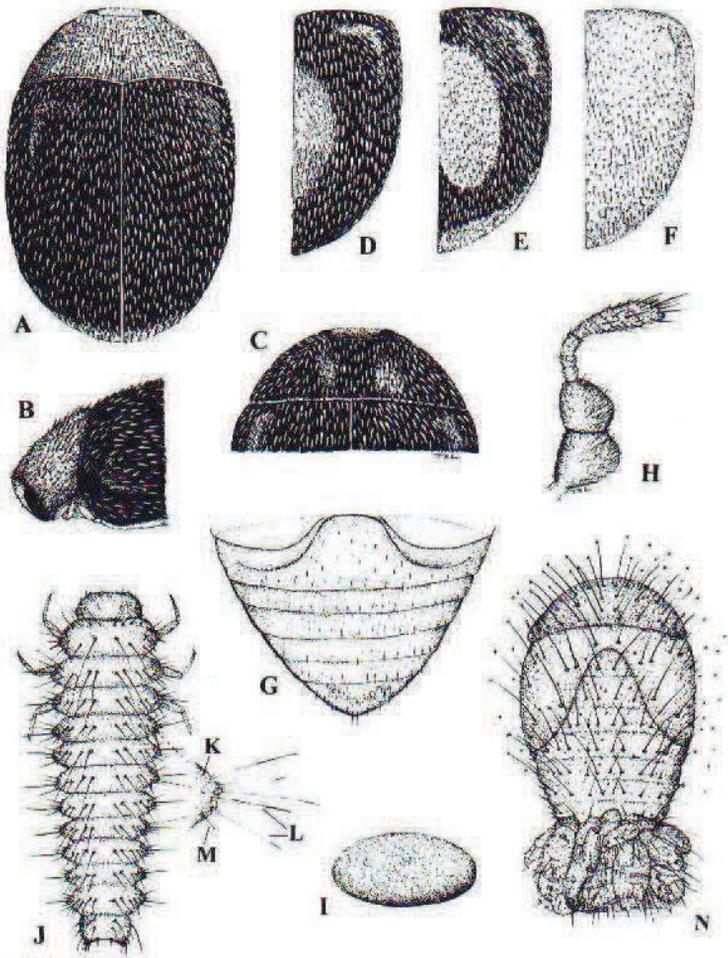
**Photo 7c:** *Chrysopa carnea*



**Photo 7d: Larve et adulte de *Nesidiocoris tenuis* (Koppert)**

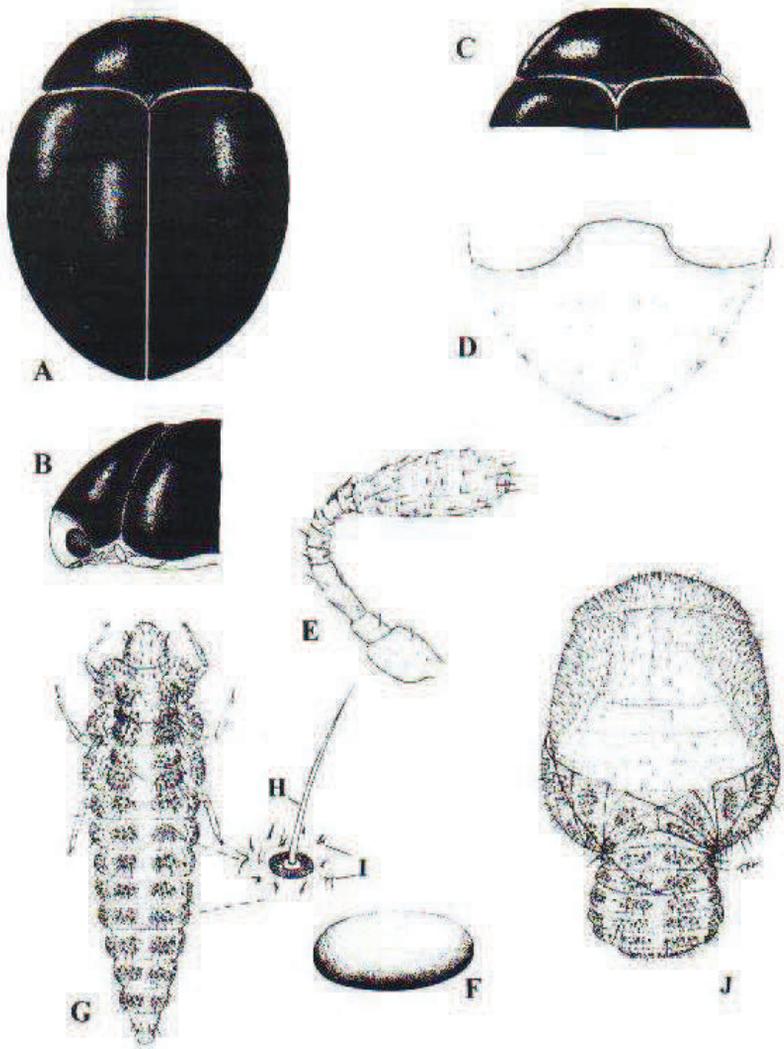


**Photo 7e : *Eretmocerus* sp (Hoddle)**



**Fig.15 : Description morphologique de *Nephaspis oculatus* Blatchey**

**A:** Mâle; **B:** Vue latérale de la face antérieure du ♂; **C:** Tête et pronotum du ♂; **D-F:** Elytres; **G:** Abdomen; **H:** Antennes; **I:** Œuf; **J:**Larve; **K:** Strumum; **L:** Chalaze; **M:** Soie; **N:** Puppe.



**Figure 16: Description morphologique de *Delphastus pusillus* Leconte**

**A:** Femelle; **B:** Vue latérale de la face antérieure de la femelle; **C:** Tête et pronotum du mâle;

**D:** Segments abdominaux; **E:** Antennes; **F:** Œuf; **G:** Larve; **H:** Soie ; **I:** Asperities ; **J:** Pupa.

## VIII.2. Cas de *Nesidiocoris tenuis*

En nature la punaise *N. tenuis* s'est révélée être l'ennemi naturel le plus constant et le mieux représenté dans les différents sites d'observation, raison pour laquelle nous avons cherché à obtenir un certain nombre de renseignements sur sa biologie et son statut à travers un élevage de masse et un suivi de ses émergences.

### a- Elevage

L'élevage vise à renforcer la multiplication de *N. tenuis* sur la base des mêmes étapes utilisées dans la serre expérimentale pour suivre *B. tabaci*. Il permet d'étudier la biologie de l'insecte et d'évaluer son incidence en qualité de prédateur et/ou de ravageur occasionnel. Pour cela des individus de *N. tenuis* sont prélevés périodiquement dans la région d'étude sur des feuilles de tomate, des fleurs de courgette ou autres plantes, pour être installés dans des cages d'élevage contenant selon l'objectif visé, soit seulement des plantes de tomate saines ou des plantes infestées par les aleurodes.

### b- Durée du développement et longévité

Après émergence la femelle de *N. tenuis* dépose son œuf en dessous de l'épiderme pour être inaperçu. Après éclosion la larve passe par 5 stades larvaires dont la distinction ne repose que sur la taille, d'où la difficulté d'estimer les limites de chaque stade. Comme pour *B. tabaci*, on retient le même principe pour évaluer la durée du développement de *N. tenuis*. Le suivi est fait sur deux lots de tomate : un premier, sain, et un second infesté par *B. tabaci*. Les résultats du tableau 16 permettent de noter que, la durée d'incubation varie de 10 à 14 jours et celle du développement larvaire, entre 13 et 18 jours. Au total, la durée de développement varie entre 23 à 30 jours. Ces données concordent avec celles rapportées par **Trottin-Caudal et Millot en 1997** (10 jours d'incubation et 17 jours de développement larvaire à 25°C). Sur tomate infestée par *B. tabaci*, cette durée apparaît relativement inférieure à celle observée sur tomate saine, bien que statistiquement, cette comparaison ne soit pas significative avec seulement 5 répétitions.

Si l'on compare entre les durées respectives de développement de *B. tabaci* et de *N. tenuis* dans les mêmes conditions d'élevage, on remarque qu'une génération de chacun des deux insectes se développe en moins d'un mois avec une légère avance pour *B. tabaci*. En ce qui concerne l'effet de la présence ou l'absence de *B. tabaci* sur la durée du développement de cette punaise, on ne peut pas pour le moment l'évaluer.

La longévité des adultes est également abordée avec la même méthode utilisée pour *B. tabaci*. Le tableau 16 montre qu'à une température de 27°C et à une humidité relative de 65%, la longévité d'un adulte de *N. tenuis* varie de 6 à 14 jours. Selon **El Dessouki et al. (1976)** un adulte peut vivre en moyenne 9 jours à une température de 25°C sur tomate.

#### **c- Taux de multiplication**

La fécondité réelle de *N.tenuis* ne peut pas être évaluée avec exactitude ; les œufs étant pondus sous l'épiderme et difficilement récupérables. L'estimation de cette fécondité à partir du comptage des larves peut être biaisée car elle ne prend pas en considération la mortalité des œufs. Pour cela nous avons essayé de calculer le taux de multiplication défini comme étant le rapport du nombre des femelles mères au nombre des adultes descendants parvenus au terme de leur développement imaginal. Il est établi généralement après la fin des émergences des adultes d'une évaluation donnée pour évaluer le taux de survie de la descendance depuis la ponte jusqu'à la sortie. La différence entre la fécondité et le taux de multiplication représente la mortalité.

Sont comptés lors de cet élevage les larves et les adultes qui en résultent à l'intérieur de la cage bien qu'ils soient agiles et fragiles. Notre expérience a porté sur 5 coulees de *N. tenuis* issus de larves recueillies et maintenues dans une cage sur des feuilles de tomate. Les résultats du comptage sont présentés au tableau 17. On en déduit que le nombre moyen de larves obtenues à partir d'une femelle dans les conditions de la serre (27°C et 65% HR) varie entre 6 et 9 larves. Le taux de multiplication étant inférieur, il ne descend pas en dessous de 5 adultes par coulee. Peu d'études sur la fécondité ou sur le taux de multiplication de *N. tenuis* sont citées dans la bibliographie. Toutefois, sur tomate en Egypte, **El Dessouki et al. (1976)** rapportent que le nombre de larves obtenues par femelle au laboratoire est compris entre 7 et 8 à des températures comprises entre 27°C à 30°C.

#### **d- Statut de *N. tenuis***

Le statut de *N.tenuis* fait l'objet de divergences d'opinions: Certains le considèrent comme créateur exclusif, alors que d'autres lui attribuent la double qualité de créateur occasionnel et de ravageur parfois dangereux dans la mesure où ses insectes nuisent à la croissance de la tige et provoquent la formation de boursoufflures qui peuvent évoluer en "galles". Celles-ci peuvent entraver la circulation de la sève, affaiblir le plant et faciliter l'entrée de quelques agents pathogènes.

#### **d. 1. Voracité de *N. tenuis***

Une vingtaine de larves et adultes de *N. tenuis* ont été lâchés sur tomate infestée par *B. tabaci* dans quatre lots de cages (à raison de cinq cages par lot) selon la répartition suivante :

- 1<sup>ère</sup> lot : 5 larves par cage, en présence de larves de *B.tabaci*;
- 2<sup>ème</sup> lot : 5 adultes par cage, en présence de larves de *B.tabaci*;
- 3<sup>ème</sup> lot : 5 larves par cage, en présence d'adultes de *B.tabaci*;
- 4<sup>ème</sup> lot : 5 adultes par cage, en présence d'adultes de *B.tabaci*.

**Tableau 16 : Durée du développement et longévité de *N.tenuis* (jours) sur tomate à 27°C.**

Répétition	Tomate non infestée				Tomate infestée par <i>B. tabaci</i>			
	P <sub>1</sub> -L <sub>1</sub>	L <sub>1</sub> -A <sub>1</sub>	P <sub>1</sub> -A <sub>1</sub>	Longévité	P <sub>1</sub> -L <sub>1</sub>	L <sub>1</sub> -A <sub>1</sub>	P <sub>1</sub> -A <sub>1</sub>	Longévité
<b>1</b>	12	15	27	12	11	15	26	12
<b>2</b>	11	16	27	14	10	13	23	10
<b>3</b>	10	17	27	8	12	17	29	6
<b>4</b>	14	16	30	9	11	18	29	8
<b>5</b>	11	15	26	10	10	14	24	10
<b>Moyenne</b>	<b>11.6</b>	<b>15.8</b>	<b>27.4</b>	<b>10.6</b>	<b>10.8</b>	<b>14.4</b>	<b>26.2</b>	<b>9.2</b>

P<sub>1</sub>: Première ponte, L<sub>1</sub>: première éclosion, A<sub>1</sub>: première émergence, P<sub>1</sub>-L<sub>1</sub>: Durée d'incubation,

L<sub>1</sub>-A<sub>1</sub>: Durée du développement larvaire, P<sub>1</sub>- A<sub>1</sub>: Durée totale du développement

**Tableau 17 : Nombre de descendants par couple de *N. tenuis* sur tomate à 27°C**

Culture	Lot	Introduction	D.O	F.O	Larves	Moyenne	Adultes	TM
Tomate saine	1	7 mars	20 mars	02 avril	40	<b>8</b>	35	<b>7</b>
	2	8mars	23 mars	04 avril	44	<b>8.8</b>	39	<b>7,8</b>
	3	8 avril	17 avril	28 avril	33	<b>6.6</b>	28	<b>5,6</b>
	4	8 avril	17 avril	30 avril	36	<b>7.2</b>	32	<b>6,4</b>
	5	13 mai	23 mai	03 juin	31	<b>6.2</b>	29	<b>5,8</b>
Tomate infestée par <i>B.tabaci</i>	1	7 mars	20 mars	31 mars	42	<b>8.4</b>	34	<b>6,8</b>
	2	8mars	23 mars	01 avril	37	<b>7.4</b>	33	<b>6,6</b>
	3	8 avril	17 avril	27 avril	26	<b>5.2</b>	24	<b>4,8</b>
	4	8 avril	17 avril	30 avril	34	<b>6.8</b>	30	<b>6</b>
	5	13 mai	23 mai	04 juin	32	<b>6.4</b>	27	<b>5,4</b>

D.O : Début de l'observation, F.O : Fin de l'observation TM : Taux de multiplication.

Avant le lâcher des punaises on comptait le nombre initial des larves ou adultes de *B.tabaci* disponibles dans la cage. Cinq jours après lâcher on comptait le reste des individus pour estimer la voracité journalière de *N. tenuis* en divisant la différence entre le nombre initial et le nombre final des individus de *B.tabaci* par 5. Le tableau 16 montre bien que l'action prédatrice de la punaise sur les larves des aleurodes est nette : Une larve de *N. tenuis* peut consommer en moyenne **4** larves de *B. tabaci* par jour alors qu'un adulte en consomme **3**. Cette action n'a pas pu être démontrée sur les adultes de *B. tabaci* : les deux insectes volent et la distinction entre les adultes de *B. tabaci* consommés par la punaise avec ceux qui ne le sont pas reste très difficile dans la pratique.

*N. tenuis* suscite l'intérêt de plusieurs sociétés pour faire l'objet d'élevage de masse en vue d'une utilisation commerciale ou de lâchers en serre. Toutefois l'espèce reste considérée par certains auteurs comme un auxiliaire de protection, destiné à exercer une action utile contre les aleurodes, les thrips, les pucerons et les mouches mineuses (**Vacante et Tropea, 1994**). Il doit donc être préservé, valorisé et renforcé en culture sous serre.

## d.2. Nuisibilité de *N. tenuis*

L'étude de ce volet, porte sur 10 lots de cages (à raison de 2 cages par lot) dont chacun fait l'objet de lâchers de larves et d'adultes de *N. tenuis* sur des plantes de tomate, saines ou infestées par *B.tabaci*. A chaque observation quotidienne, on note la nature des dégâts occasionnés sur les plants, notamment le dessèchement des folioles et le brunissement des anneaux sur tiges et pétioles. Le tableau 19 montre qu'en présence de 5 ou 10 individus aucun dégât ne s'est manifesté. Avec 15 individus, on note un dessèchement de l'apex suivi après deux jours par un brunissement des anneaux sur les tiges et les pétioles. Avec 20 individus on enregistre en plus un dessèchement des folioles et des fleurs.

Ce même type de dégâts fut observé par **Vacante & Tropea** en **1994** et **Trottin-Caudal & al** en **1996**. La punaise injecte une salive toxique qui contient des enzymes digestives oxydantes, provoquant ainsi la destruction des tissus de l'épiderme, puis ceux de la zone corticale de l'endoderme et enfin les cellules du phloème et du xylème.

Cependant sur tomate infestée par des larves de *B. tabaci*, nous n'avons relevé que peu de dégâts. Il apparaît qu'en présence de proies (aleurodes, pucerons, mouches mineuses et acariens) *N.tenuis* change son régime phytophage – qui serait provisoire – pour orienter exclusivement son activité vers la prédation.

## e- Evolution des captures de *N. tenuis* sur plaques jaunes

En parallèle avec les émergences de *B.tabaci*, celles de *N.tenuis* sont suivies sur plaques jaunes engluées dans les exploitations retenues. Les figures 17a et 17b montrent que dans les deux serres conduites en biologique, l'espèce est présente en permanence sur tomate durant tout le cycle de la culture; les maximums de captures sont enregistrés le 21 novembre à la station expérimentale (7.6%) et le 23 mai dans le domaine Bio (7.4). Il apparaît également que 4 à 5 vols de *N. tenuis* peuvent s'étaler entre fin octobre et fin mai.

L'examen de captures cumulées des aleurodes et de *N. tenuis* dans les deux serres permet de constater que l'évolution de la punaise suit de près celle des aleurodes, elle aurait disposé d'assez de proies, pour exercer une action prédatrice et non phytophage.

Dans les autres serres à tomate conduite "en intensif", *N. tenuis* n'est repéré que vers la fin du cycle de la culture, à une période où les traitements

insecticides deviennent rares. Autrement les effectifs dénombrés ne dépassent guère 3 individus entre octobre et fin mai.

**Tableau 18 : Voracité de *N. tenuis* vis à vis des larves de *B. tabaci*.**

Lot	Lâcher	Comptage	Voracité des larves				Voracité des adultes			
			Eff. I	Eff. F	Diff	Moy	Eff. I	Eff. F	Diff	Moy
1	24 avril	29 avril	113	18	95	<b>3.8</b>	107	30	77	<b>3.1</b>
2	23 avril	28 avril	153	61	92	<b>3.7</b>	90	18	72	<b>2.9</b>
3	12 mai	17 mai	117	21	96	<b>3.8</b>	167	92	75	<b>3</b>
4	12 mai	17mai	94	16	78	<b>3.1</b>	119	42	77	<b>3.1</b>
5	25mai	30 mai	127	48	79	<b>3.2</b>	136	51	85	<b>3.4</b>

**Eff. I : Effectif initial, Eff. F : Effectif final, Diff : Différence, Moy : Moyenne**

**Tableau 19 : Nuisibilité de *N. tenuis* sur des plants de tomate**

Lot de deux cages	Date du lâcher	Effectif moyen de <i>N.tenuis</i> par cage	Nature des dégâts	Délai d'apparition des dégâts
1	13 mars	5	Rien	-
2	19 mai	5	Rien	-
3	13 mars	10	Rien	-
4	19 mai	10	Rien	-
5	13 mars	15	Apex desséché et anneaux bruns sur les pétioles	10 jours
6	19 mai	15	idem	12 jours
7	13 mars	20	Fleurs et folioles desséchées	8 jours
8	19 mai	20	idem	9 jours
9	13 mars	20 (+ larves de <i>B.tabaci</i> )	Rien	-

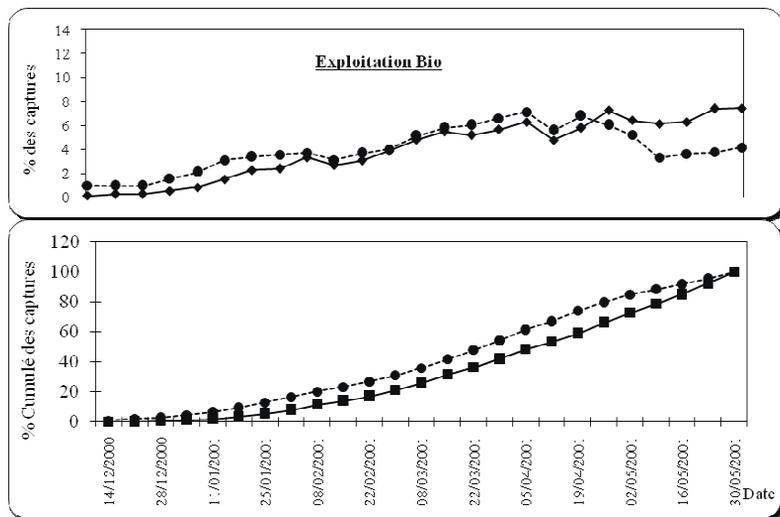


Fig.17a : Evolution comparée des captures de *N. tenuis* et des aleurodes sur tomate conduite en "biologique" à Massa

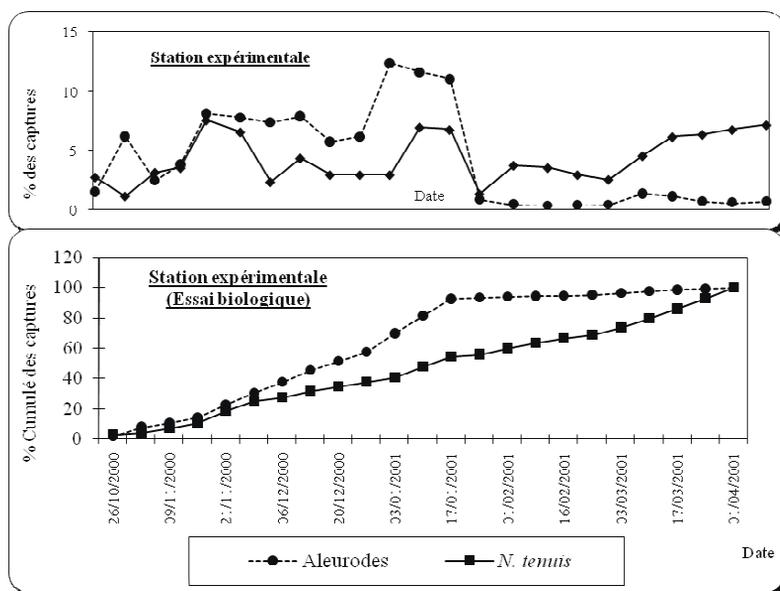


Fig.17b : Evolution comparée des captures de *N. tenuis* et des aleurodes sur tomate conduite en "biologique" dans la station expérimentale

## **DEUXIEME PARTIE**

### **LA MALADIE DES FEUILLES JAUNES EN CUILLERE DE LATOMATE (*GEMINIVIRUS* ou *TYLCV*)**

## GENERALITES SUR LE TYLCV

Le *TYLCV* (*Tomato Yellow Leaf Curl Virus*), que beaucoup prononcent "TILK" est un virus responsable de la maladie des feuilles jaunes en cuillère de la tomate. Ce nom attribué surtout aux *Geminivirus* transmis par *B.tabaci*, est souvent utilisé pour former des acronymes qui permettent de repérer son origine par pays. On retrouve le *TYLCV-Is* d'Israël, le *TYLCV-Sr* de la Sardaigne, le *TYLCV-Th* de la Thaïlande, le *TYLCV-Yem* du Yemen, le *TYLCV-Ch* de la Chine et autres.

Le *TYLCV* appartient à la famille des *Geminiviridae* et au genre *Begomovirus*. Il est caractérisé par un ADN monocaténaire avec une forme Gémignée. Son unique capsidite consiste en un double icosaèdre et l'enveloppe protéique virale encapside un ADN monopartite circulaire simple brin. Les analyses des séquences nucléotidiques ont révélé la présence de 2787 nucléotides dans les isolats du *TYLCV* (Cohen et al. 1994). Il est à signaler que la plupart des *Geminivirus* ont un génome bipartite simple brin appelé A et B (2,6-2,64 Kb et 2,54-2,6 Kb). La partie A contient 4 gènes qui codent pour la répllication de l'ADN et un gène qui code pour les protéines de la capsidite. La partie B code pour deux protéines servant au déplacement à l'intérieur du plant infecté.

Le Virus fut identifié pour la première fois en Israël en 1959 (Cohen et Harpaz, 1964). Depuis, il s'est propagé à travers le monde pour infliger des pertes considérables. Sa répartition géographique suit de près l'extension de son principal vecteur *B.tabaci*.

Deux souches du *TYLCV* sont signalées dans les pays du Bassin Méditerranéen:

- La souche Israélienne (*TYLCV-Is*) originaire de l'Est de la Méditerranée: Elle est largement répandue en Israël, Iran, Turquie, Egypte, Portugal, Tunisie, Espagne, USA;
- La souche Sarde (*TYLCV-Sar*) décrite uniquement dans l'Ouest de la Méditerranée, en Italie et en Espagne. Selon Sanchez-Campos et al (1999), cette souche est masquée, surtout en Espagne par la souche Israélienne introduite dans le pays à partir de 1997.

A l'intérieur des cellules végétales, le *TYLCV* altère surtout les noyaux (Parenchyme et phloème), qui présentent une texture granulaire uniforme avec des nucléoles confinés, sans toutefois modifier l'organisation du cytoplasme chez les plantes infectées.

Sur tomate, la nature des symptômes varie peu entre les cultivars. Les feuilles malades sont généralement de petite taille, déformées, enroulées vers le haut en forme de cuillère, avec des taches jaunes marginales qui s'étendent jusqu'à la nervure principale. Les plantes infectées deviennent rabougries et sévèrement chétives; leur développement est bloqué, la taille des folioles est réduite et la distance entre les entre-nœuds est raccourcie, ce qui entraîne un nanisme de la plante quand l'infection est précoce. Dans ces conditions la production est fortement compromise puisque la plante ne produit plus de fruits à cause de l'abscission des fleurs dont moins d'une fleur sur dix 10 développe un fruit.

Au Maroc, le *TYLCV* fut signalé pour la première fois en 1998 dans plusieurs régions notamment celles de Berkane, El Jadida et Casablanca, là où plus de 130 ha de tomate sous serre et de plein champ, ont été infestés. Certains auteurs supposent que des symptômes similaires à ceux du *TYLCV* ont pu être observés avant cette année (Campagne 1996/97) sur des plants de tomate greffés, importés des Pays Bas. Selon d'autres le virus aurait été introduit par le biais de plants de tomate importés d'Espagne, il a commencé par s'étendre à travers les cultures de plein champ dans les régions de Chtouka, Azemmour et Walidia, pour ensuite atteindre les cultures sous serre dans d'autres régions.

C'est en 1999 que ce fut le tour de la région du Souss Massa. La maladie y était rencontrée essentiellement sur les cultures précoces de tomate dont 9% de plants étaient infestés sous et 54% en plein champ durant la campagne 2000/2001 (**Jebbour et al. 2001**).

Les pertes infligées par le virus peuvent dépasser 50% dans les serres et plus de 60%, voire même 100% sur tomate de plein champ. En Floride aux USA par exemple, les pertes ont été estimées à 125 millions de dollars y compris les coûts de contrôle (**Norman et al. 1994**).

En Espagne, les pertes enregistrées en 1996 étaient supérieures à 70%, dans la région d'Almeria, soit l'équivalent, de 5 millions de dollars (**Guirao et al. 1996**). En 1999, et dans la même région, 30% de la superficie de tomate étaient infestées et certaines parcelles ont été arrachées pour être replantées.

Au Maroc, les pertes déclarées à cause du *TYLCV* oscillaient entre 20% et 100%. Selon l'Établissement Anonyme de Contrôle et d'Export (**EACCE, 2000**), la maladie aurait été en 1999/2000, à l'origine d'une baisse de 50% de la quantité de tomate exportée vers les Pays de l'Union Européenne.

## CHAPITRE I : SUIVI DES SYMPTOMES DU TYLCV

### I. Plantes hôtes du TYLCV

Le TYLCV est inféodé principalement à la tomate, mais il peut affecter d'autres cultures comme le Piment, l'Haricot, l'Arachide, etc. Sur le plan épidémiologique, ce sont surtout les plantes adventices qui constituent les réservoirs les plus dangereux du virus. Les plus redoutables seraient des *Solanacées*, notamment *Solanum nigrum* et *Datura stramonium* fort abondantes dans les cultures de plein champ et sous serre (**Bedford .1998**)

Au laboratoire et à titre expérimental, plusieurs espèces végétales ont été inoculées soit par greffage de matériel végétal infecté ou par des individus de *B.tabaci*, porteurs du virus. Il en résulte après observation et analyse, que certains plants manifestent nettement les symptômes typiques du TYLCV, alors que d'autres ne l'extériorisent pas. Parmi les plantes qui peuvent être infectées avec succès on peut citer la jusquiame (*Hyoscyamus desertorum*), la lentille rouge (*Lens esculenta*), la tomate sauvage de (*Lycopersicon pimpinellifolium*), le tabac (*Nicotiana glutinosa* et *N.tobacum*), le laiteron marâcher (*Sonchus oleraceus*), la rose d'inde (*Tagetes erecta*), la Zinnia (*Zinnia elegans*) et autres (**Dalmon et Marchoux, 2000**).

Selon **Cohen et Antignus (1994)**, plus de 50 espèces végétales appartenant à 11 familles botaniques sont capables d'héberger le TYLCV. Le tableau 20 présente la liste de quelques unes, parmi lesquelles figurent la tomate, le poivron et *Datura stramonium* dont le rôle dans l'épidémiologie de la maladie mérite une attention particulière, surtout dans les régions où ces cultures ne sont pas présentes tout au long de l'année

### II. Evolution des infections du TYLCV

Dans la région du Souss-Massa, le TYLCV continue de susciter la prudence des producteurs et faire l'objet de suivis réguliers dans la plupart des exploitations de tomate. L'évolution de ses attaques varie selon différents facteurs notamment:

- La conduite technique;
- les mesures prophylactiques de protection prises par le producteur: Type de filets, portes SAS, paillage, arrachage des adventices....
- les traitements chimiques effectués;

- la densité et le biotype du vecteur *B. tabaci*;
- la présence ou absence de la source d'inoculum;
- la destination de la production (export ou marché local),

Les figures 18a, b, c et d, donnent une idée sur la situation qui a régné dans quelques sites suivis régulièrement aux années 2000/2001. Elles montrent, que le niveau d'infestation par le *TYLCV* reste apparemment faible sur tomate sous abri, entre juillet et mars à cause des mesures que les producteurs prennent depuis le début de la campagne. Par exemple dans les serres équipées en filets insect-proof et qui bénéficient d'une protection chimique contre les arrivages des aleurodes de l'extérieur, les premières infestations par le virus ne se manifestent qu'à partir d'octobre, novembre, voire même début décembre.

Toutefois, à quelques exceptions, (Tomate de plein champ), les attaques de *TYLCV* ne prennent de l'ampleur qu'à partir de la 2<sup>ème</sup> quinzaine du mois de mars. Au delà de cette période, le virus ne cesse de se manifester progressivement dans toutes les serres pour endommager en fin de cycle entre 5 et 50% de plantes dont les symptômes apparaissent aussi bien sur l'apex que sur les bourgeons axillaires néoformés.

En plein champ, le virus est transmis rapidement par le vecteur dans un délai assez court et le taux d'infestation y atteint ses niveaux les plus élevés dès les deux premiers mois qui suivent la plantation. Ses symptômes ont affecté par exemple 35% des plants dans la serre Tomborello à la station expérimentale d'Ait Amira et 80% dans le domaine **Azrou PC1** (fig. 16b et 16d).

Dans les serres conduites en "**biologique**", l'utilisation des variétés dites tolérantes au *TYLCV* semble limiter l'importance des infestations par le virus. En effet, bien que les symptômes soient de temps en temps visibles sur quelques bourgeons, les plants arrivent à reprendre leur croissance normale sans difficultés.

Cette variation du taux d'infestation par le *TYLCV* d'une parcelle à l'autre n'est pas forcément liée à la densité des populations de *B. tabaci*. En effet malgré la pullulation et la dominance de cette espèce dans certains domaines, le taux d'infestation par le *TYLCV* peut être inférieur à 5% ou même nul, jusqu'à la fin du cycle de la tomate. Des mesures comme la propreté de la serre et l'utilisation du film plastique sur le sol permettent l'élimination totale des adventices indésirables et hôtes de *B.tabaci* (Cas du domaine Belfâal).

D'autre part il n'est pas exclu que les populations du vecteur soient d'un biotype moins virulent qui provient probablement de cultures avoisinantes dont certaines *Cucurbitaceae* qui n'hébergent pas le TYLCV et qui sont envahies principalement par *T.vaporariorum* comme c'est le cas du domaine Boustane.

**Tableau 20 : Plantes capables d'héberger le TYLCV (Dalmon et Marchoux, 2000)**

Famille	Espèce	Nom commun	Infection naturelle	Infection au laboratoire	Référence
Apiaceae	<i>Chaerophyllum sp.</i>		+	-	Nakhla et al.,1998
Asclepiadaceae	<i>Cynabchum acutum</i>	La Scammonée	+	+	Kegler, 1994
Asteraceae	<i>Acanthospermum hispidum</i>		-	+	Kegler, 1994
Asteraceae	<i>Ageratum conyzoides</i>	Zerbe à bouc	-	+	Kegler, 1994
Asteraceae	<i>Parthenium hysterophorus</i>	Camomille	-	+	Kegler, 1994
Asteraceae	<i>Sonchus oleraceus L.</i>	Laiteron	-	+	Nakhla et al.,1998
Asteraceae	<i>Tagetes erecta</i>	Tagète	-	+	Kegler, 1994
Asteraceae	<i>Zinnia elegans Jacq.</i> , "Will Rogers		-	+	Kegler, 1994
Cleomaceae	<i>Gynandropsis pentaphylla</i>		-	+	Kegler, 1994
Cucurbitaceae	<i>Cucumis sativus L.</i>		-	+	Kegler, 1994
Euphorbiaceae	<i>Euphorbia geniculata</i>		-	+	Kegler, 1994
Euphorbiaceae	<i>Euphorbia pulcherrina Willd</i>		+	-	Bosco et al., 1993
Fabaceae	<i>Lens esculenta Moench</i>		-	+	Nakhla et al.,1998
Fabaceae	<i>Phaseolus vulgaris L.</i>	Haricot	+	+	Navas,Castillo .1999
Gentianaceae	<i>Eustoma grandiflorum (Raf.)Shim</i>		+	+	Cohen et al.,1995
Iliaceae	<i>Ilex sp.</i>		-	+	Kegler, 1994
Malvaceae	<i>Malva nicaensis All</i>		+	+	Cohen et al.,1995 ; Nakhla et al.,1998
Malvaceae	<i>Malva parviflora L.</i>	Mauve	+	+	Cohen et al.,1995 ; Nakhla et al.,1998
Solanaceae	<i>Capsicum annum</i>	Poivron	+	+	Reina et al., 1999; Kegler, 1994
Solanaceae	<i>Datura bernhardii</i>		-	+	Nakhla et al.,1998
Solanaceae	<i>Datura stramonium</i>	Stramoine	+	+	Kegler, 1994
Solanaceae	<i>Hyoscyamus desertorum</i>		-	+	Nakhla et al.,1998
Solanaceae	<i>Lycopersicon chesmanii Riley</i>		-	+	Chagué et al.,1997

<i>Solanaceae</i>	<i>Lycopersicon chilense</i> Dun,		-	+	Chagué et <i>al.</i> ,1997
<i>Solanaceae</i>	<i>Lycopersicon esculentum</i> Mill,	Tomate	+	+	Kegler, 1994
<i>Solanaceae</i>	<i>Lycopersicon hirsutum</i> humb.&Bompl		-	+	Nakhla et <i>al.</i> ,1998
<i>Solanaceae</i>	<i>Lycopersicon peruvianum</i> (L.)Mill,		-	+	Nakhla et <i>al.</i> ,1998
<i>Solanaceae</i>	<i>Lycopersicon</i> <i>Ppimpinellifolium</i> (Just)Mi ll,		-	+	Nakhla et <i>al.</i> ,1998
<i>Solanaceae</i>	<i>Nicotiana benthamiana</i>		-	+	Nakhla et <i>al.</i> ,1998
<i>Solanaceae</i>	<i>Nicotiana glutinosa</i> L,		-	+	Nakhla et <i>al.</i> ,1998
<i>Solanaceae</i>	<i>Nicotiana tabacum</i> L,	Tabac	+	+	Kegler, 1994
<i>Solanaceae</i>	<i>Nicotiana sylvestris</i>		-	+	Nakhla et <i>al.</i> ,1998
<i>Solanaceae</i>	<i>Solanum nigrum</i> L,	Morelle noire	+	+	Bedford,1998 ; Nakhla et <i>al.</i> ,1998
<i>Piperaceae</i>	<i>Piper nigrum</i> L.	Piment	+	+	Kegler, 1994

**+ : virus détecté;**

**- : virus non détecté**

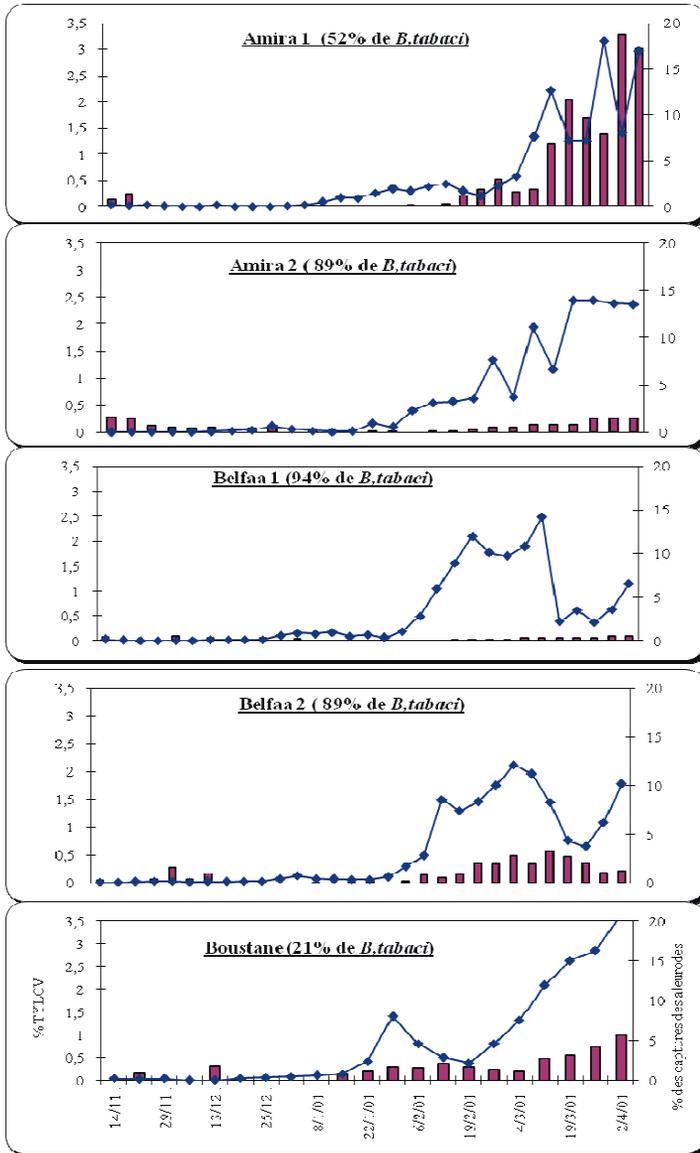


Fig. 18a: Evolution des symptômes du TYLCV sur tomate sous serre (Massa)

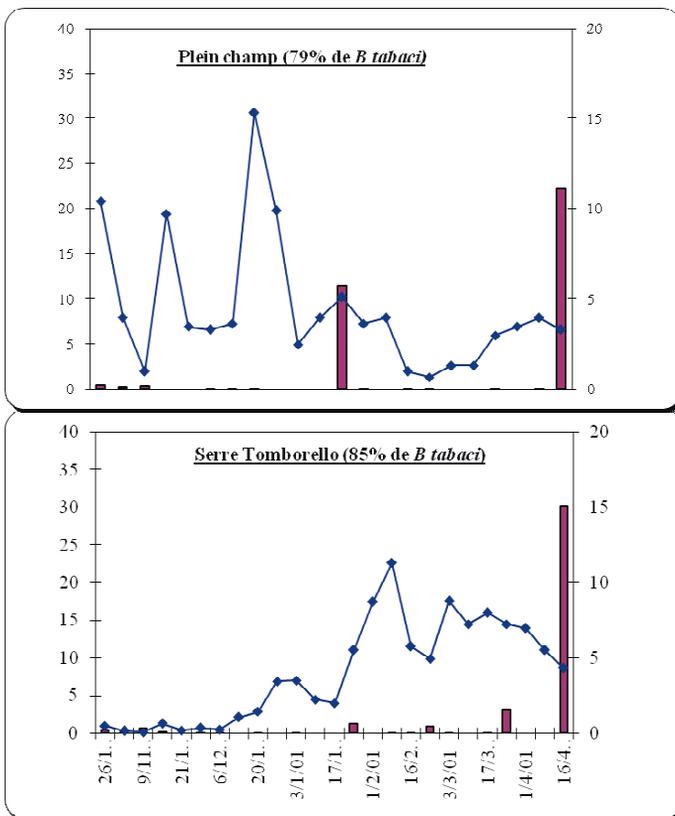


Fig. 18b : Evolution des symptômes du TYLCV sur tomate dans la station expérimentale

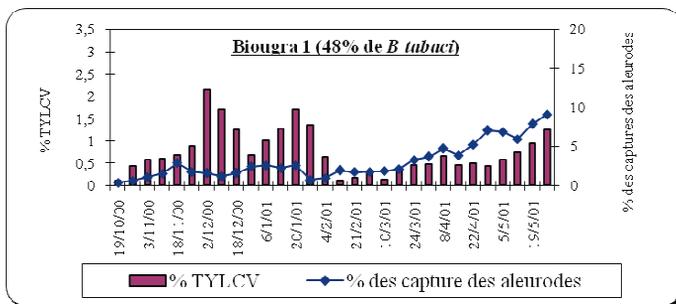


Fig. 18c : Evolution des symptômes du TYLCV sur tomate à Biogra

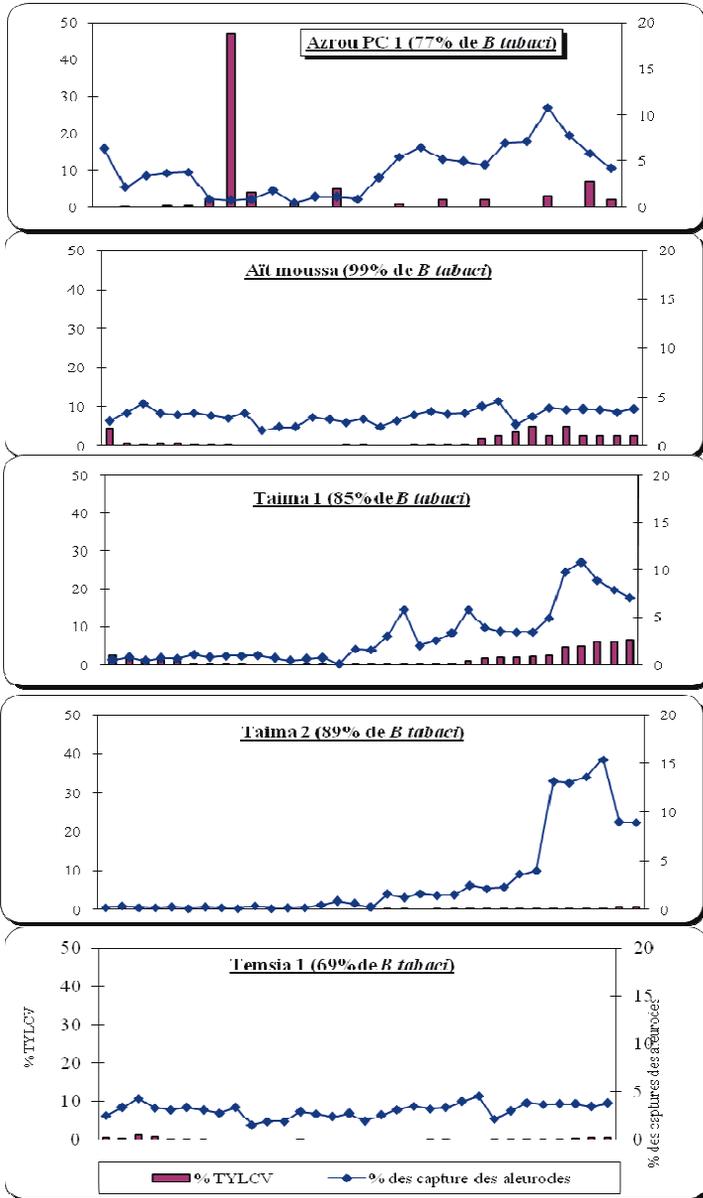
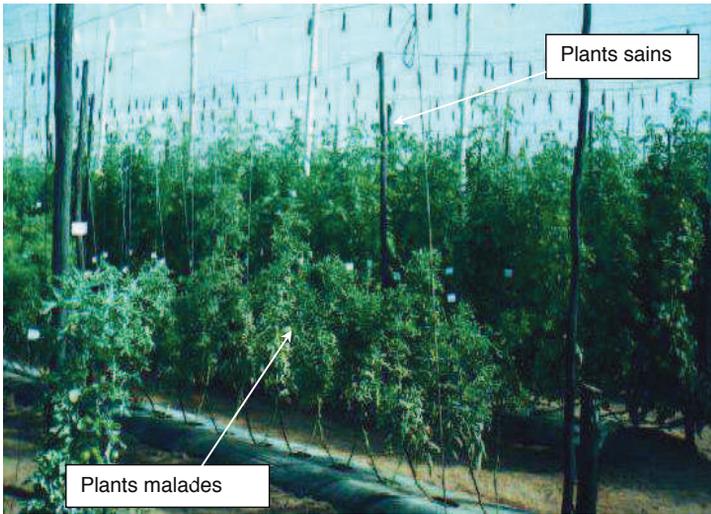


Fig. 18d : Evolution des symptômes du TYLCV sur tomate dans l'axe d'Ouled Taima



**Photos 8 : Symptômes du TYLCV**

## CHAPITRE II : METHODES DE DIAGNOSTIC DU TYLCV

### A/ Techniques de détection

La détection du TYLCV à temps reste le seul moyen de prévention fiable, qui permet d'éviter les risques d'infection et de propagation. Il peut être détecté par plusieurs techniques dont les plus importantes sont l'hybridation moléculaire, le test ELISA (Enzyme Linked Immuno Sorbent Assay), la PCR ou "Réaction de Polymérisation en Chaîne " et l'immuno-empreinte (Immunoprint).

L'hybridation moléculaire est décrite par plusieurs auteurs dont **Czosnek et al (1990)**, **Alon et al (1993)**, **Abou Jawdah et al (1995)**, **Cenis et al (1996)**, **Kummert et al (1998)**.... C'est une technique à sonde chaude ou à sonde froide, qui exige l'utilisation de la biotine ou de la digoxigine. Elle est moins coûteuse, commode, sensible et capable de détecter le virus une semaine après l'infection. Toutefois il faut noter que ces tests d'hybridation restent difficiles à réaliser; ils sont limités d'une part, par le nombre de molécules cibles présentes dans les échantillons à analyser et d'autre part par la courte durée de vie des sondes radioactives (chaudes) dont l'utilisation exige une infrastructure complexe et une autorisation, tandis que les sondes froides sont moins sensibles

L'ELISA est la technique la plus utilisée, elle permet de détecter le virus une semaine après l'infection. Cependant les anticorps utilisés ne sont pas spécifiques; ils peuvent produire des réactions avec d'autres *Geminivirus* (**Cenis et al. 1996**).

La PCR décrite par **Navot et al (1992)**, demeure la technique la plus sensible; elle permet de détecter le TYLCV, trois jours après infection, mais elle exige un équipement de laboratoire très cher et elle ne peut traiter qu'un nombre faible d'échantillonst.

L'Immunoempreinte est une technique immunoenzymatique qui permet la localisation de l'enveloppe protéique (capside) des virus dans les tissus des plantes malades.

Au Maroc, ce sont surtout, les trois dernières techniques de détection qui ont fait l'objet de toute une série de tests par **Bergman en 2001** - sous la direction du Professeur **Remah** - sur des plants de tomate douteux d'être infectés par le TYLCV dans la région du Souss Massa, en vue de retenir la

technique la plus rapide et la moins chère et de l'adapter ensuite aux conditions locales.

## **I. Détection par la technique de la PCR**

La PCR est une technique de biologie moléculaire, basée sur l'utilisation d'amorces d'oligonucléotides pour amplifier une région spécifique de l'ADN (**Brown, 1998**) à cloner. Elle amplifie uniquement les acides nucléiques pour éviter les problèmes associés à la détection des 18 espèces de phytovirus qu'elle peut détecter (faible concentration de l'antigène, réactions non spécifiques, disponibilité des anticorps et effet des conditions environnementales sur la production de l'antigène). Le principe est d'utiliser, donc, de manière répétitive l'une des propriétés des ADN polymérase, qui consiste à ne synthétiser un brin d'ADN qu'à partir d'une amorce (**Plichart, 2000**).

La technique vise à déterminer le délai auquel le *TYLCV* peut être détecté avant l'apparition de ses symptômes sur la plante hôte par trois techniques de tests virologiques. Pour cela il fallait procéder à deux étapes pour atteindre cet objectif.

### **I.1 Prélèvement des échantillons**

Une dizaine de plantules saines au stade 2 à 3 vraies feuilles, sont placées dans une cage pour être infectées par le *TYLCV* au moyen de 5 à 10 adultes de *B.tabaci* par plantule. Après deux jours les vecteurs sont éliminés par un insecticide spécifique (le *Cinnacure* à 30% de *Ciinnamaldehyde*). Les plantules sont ensuite prélevées des cages après 2, 3, 4, 5,7, 11 et 15 jours (à raison de 2 plantules à chaque prélèvement) et conservées dans un congélateur pour faire l'objet des tests PCR et la TAS-ELISA. En ce qui concerne le test d'*Immuno-empreinte*, les pétioles sectionnés de chaque plantule sont pressés sur une membrane de nitrocellulose.

### **I.2 Mise au point de la technique de la PCR**

#### **a- Extraction de l'ADN total**

C'est la méthode où l'Acétate de Potassium est utilisé pour la clarification et où l'isopropanol est utilisé pour la précipitation de l'ADN. Le culot est très petit, parfois invisible, mais ceci n'empêche pas l'obtention de bandes de fragments à amplifier. La précipitation à l'éthanol et l'utilisation du phénol; du chloroforme et du 3 méthyle 1 butanol mènent souvent à de larges culots de couleur jaunâtre. Malgré l'utilisation de grands volumes d'eau bidistillée (jusqu'à 1 ml) pour leur resuspension, l'obtention de bandes n'est pas reproductible.

### **b- Mélange de la réaction**

Les réactifs nécessaires pour la PCR ont été utilisés selon les quantités ci dessous :

Eau distillée et stérile : .....	16,5 $\mu$ l
10 Tampon (FINNZYMES) : .....	02,5 $\mu$ l
d NTP's 2 mM chacune (FINNZYMES).....	02,5 $\mu$ l
Amorce-1 ( 20 pmoles) .....	01,0 $\mu$ l
Amorce-2 (20 pmoles) .....	01,0 $\mu$ l
Dynazyme (2U/ $\mu$ l) (FINNZYMES) .....	00,5 $\mu$ l
L'ADN viral.....	01,0 $\mu$ l
Volume Total de la réaction.....	25,0 $\mu$ l

### **c- Programme de la réaction**

Le programme consiste à réaliser les opérations suivantes :

1. Une dénaturation initiale à 95°C pendant 3minutes ;
2. 35 cycles : 30 seconde à 94°C, 30 secondes à 60°C et 30 secondes à 72°C ;
3. un cycle final: 30 secondes à 94°C, 30 secondes à 52°C et 10 minutes à 72°C

### **d- Analyse des produits**

Après amplification, à 15  $\mu$ l de chaque échantillon on ajoute 2,5  $\mu$ l de tampon de l'échantillon (0,09% de bromophénol, 60% de glycérol et 60 mM EDTA). L'ensemble est soumis à l'électrophorèse (1% d'agarose) contenant 0,5  $\mu$ g/ml de bromure d'éthidium. Le tampon de l'électrophorèse (TBE) contient 890 mM de Tris, 890mM de l'acide borique et 20mM EDTA à un pH de 8.0. Après une heure à 100 volts, le gel est observé sous une lampe à ultra violet pour être photographié.

### **I.3 Résultat d'extraction des acides nucléiques**

La méthode d'extraction qui a donné satisfaction est la méthode où l'Acétate de Potassium est utilisé pour la clarification et où l'isopropanol est utilisé pour la précipitation de l'ADN. Le culot est très petit, parfois invisible, mais ceci n'empêche pas l'obtention de bandes de fragments à amplifier. La précipitation à l'éthanol et l'utilisation du phénol; du chloroforme et du 3 méthyle 1 butanol mènent souvent à de larges culots de couleur jaunâtre.

Malgré l'utilisation de grands volumes d'eau bidistillée (jusqu'à 1 ml) pour leur resuspension, l'obtention de bandes n'est pas reproductible.

#### **I.4 Polymerase Chain Reaction (PCR)**

L'utilisation de quatre types de paires d'amorces permet d'obtenir des bandes d'ADN caractéristiques pour chaque paire d'amorces (Fig.19): 527 bp pour les amorces dégénérées d'Ecosse (colonne EC), 670 bp pour celle d'Espagne (colonne ES), 930 bp pour celles d'Israël (colonne IS) et 600 bp pour celles d'Allemagne (colonne AL). Aucune bande n'est obtenue à partir des extraits d'ADN issus de plantes saines (colonnes S).

Ce travail montre que la technique de la PCR est réalisable dans les conditions marocaines et sur du matériel végétal marocain. Elle est spécifique, rapide mais ne s'apprête pas à être utilisée pour de grandes quantités d'échantillons. On ne peut détecter le virus qu'après 4 jours après inoculation par le vecteur *B.tabaci*. La technique est optimisée et on peut diminuer le volume final total de la réaction de **4 fois** (25  $\mu$ l au lieu de 100  $\mu$ l), les quantités d'amorces de **5 fois** (20 pmoles au lieu de 100 pmoles), le nombre d'unités d'enzymes de **2,5 fois** (1 unité contre 2,5 unités) et le temps total du cycle de **3 fois**.

Les amorces dégénérées d'Ecosse permettent de détecter d'autres *Geminivirus* sur d'autres cultures au Maroc. Celles d'Allemagne renseignent sur la prédominance des deux souches de *TYLCV* (d'Israël et de Sardaigne) signalées au Maroc par **Benazoun et al (2000)**. Ceci doit être pris en considération dans d'éventuels programmes de recherche sur les variétés résistantes ou tolérantes à ce virus. Il semble que la souche israélienne est plus virulente que la souche sarde.

En parallèle avec ce test, d'autres essais sont entrepris pour comparer la technique de la PCR avec celles de l'ELISA et de l'Immunopreinte pour la détection du *TYLCV* au niveau des plantules de tomate.

## **II. Détection par la technique TAS-ELISA**

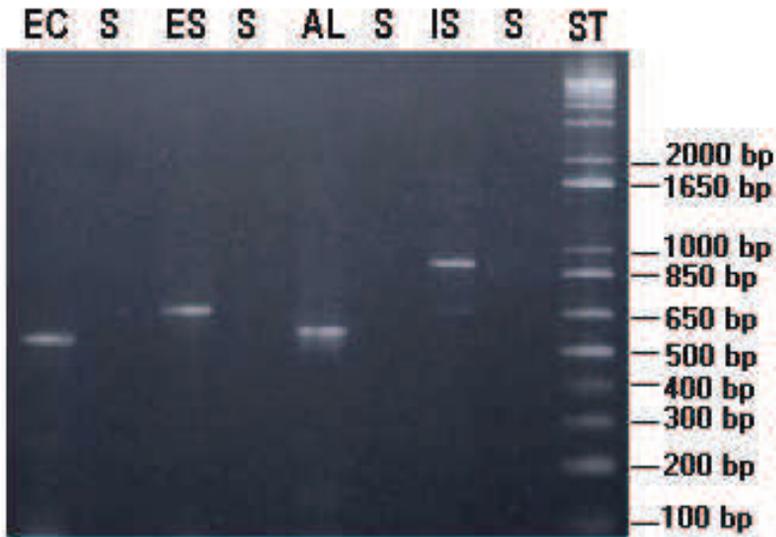
### **II.1 Extraction des échantillons**

Des échantillons de feuilles jeunes de tomate sont broyés à raison de 0,1gramme de tissu dans 1ml de tampon d'extraction (PBST+2%PVP, pH 7,4). Les extraits sont ensuite clarifiés par centrifugation à 16000 g pendant deux minutes.

## II.2 Etapes la réaction

Les anticorps de base ont été gracieusement offerts par **Dr.S.Winter**, responsable du *German Collection of Microorganisms and Cell Cultures (DSMZ, en Braunschweig)* en Allemagne. Les étapes du test sont les suivantes:

1. Ajouter 200 $\mu$ l d'anticorps polyclonal dilué à 1:1000 dans un tampon de fixation et incuber à 37°C pendant 3 heures ;
2. vider la plaque et rincer trois fois avec du PBS-Tween à intervalle de 3 minutes ;
3. ajouter à chaque puits 200  $\mu$ l de BSA (2%) diluée dans du PBS-Tween et incuber pendant 30 minutes à 37°C ;
4. répéter l'étape 2. ;
5. déposer 200  $\mu$ l de l'extrait végétal dans chaque alvéole et incuber pendant une nuit (15 à 17 heures) à 4°C ;
6. répéter l'étape 2. ;
7. ajouter à chaque puits 200  $\mu$ l de l'anticorps monoclonal dilué dans le tampon de conjugaison et incuber durant 3 heures à 37°C ;
8. répéter l'étape 2 ;
9. ajouter 200  $\mu$ l du conjugué (RAM-ap), dilué dans le tampon de conjugaison et incuber pendant 2 heures à 37°C ;
10. répéter l'étape 2. ;
11. ajouter 200 $\mu$ l par puits du p-nitrophenyl phosphate dilué à raison de 1mg/ml de tampon de substrat et ajouter 200 $\mu$ l à chaque puits ;
12. laisser dans l'obscurité à la température ambiante et faire la lecture visuellement après 15, 30 et 60 minutes.



**Fig. 19 : Produits obtenus après amplification de l'ADN total extrait d'une plante virosée et d'une plante saine en utilisant :**

- EC : paire d'amorces d'Ecosse**
- ES : paire d'amorces d'Espagne**
- AL: paire d'amorces d'Allemagne**
- IS : paire d'amorces d'Israël**
- ST : Marqueurs Standards**
- S : Echantillon non virosé**

### **III. Détection par la technique de l'Immunoprint**

Le kit utilisé a été offert par le groupe Azura. Le protocole adopté est celui développé par l'IVIA (Instituto Valenciano de Investigaciones Agrarias) à Valence en Espagne.

Les principales étapes de la réaction sont les suivantes:

1. Sectionner le pétiole de chaque plante à tester avec une lame de rasoir neuve et le presser sur une membrane de nitrocellulose ;
2. Placer la membrane dans un container contenant une solution de 1% de BSA (Bovine Serum Albumin) diluée dans de l'eau distillée et agiter pendant une heure à la température ambiante ;

2. vider et ajouter l'anticorps monoclonal conjugué à la phosphatase alcaline diluée dans l'AFT (l'eau physiologique tamponnée) à une dilution de 1/1000, puis laisser en agitation modérée pendant trois heures ;
3. vider et rincer avec le tampon de lavage, puis procéder à deux rinçages à intervalle de cinq minutes chacun ;
4. ajouter la solution de substrat (deux tablettes de substrat (BCIP-NBT ; Sigma Fast) pour 100ml d'eau distillée), ensuite agiter pendant 5 minutes puis dégager la membrane et laisser sécher sur du papier absorbant ;
5. observer sous loupe binoculaire à un agrandissement de 16 fois. La présence d'un précipité de couleur violette dans le système vasculaire des sections des pétioles des plantes indique la présence du virus.

#### **IV. Délais d'apparition des symptômes et de détection du TYLCV**

Il apparaît à travers le tableau 21, que 86% des plantules inoculées dans les cages d'élevage, manifestent les symptômes typiques du TYLCV à partir du 15<sup>ème</sup> jour, alors que 14% ne le montrent qu'au bout de 21 jours. Au laboratoire, les trois techniques (PCR, Immunoprint et TAS-ELISA) permettent de détecter le virus tôt avant son apparition en nature.

La technique la plus sensible, étant la PCR; elle permet de détecter le TYLCV, deux jours après inoculation, soit un jour plus tôt que le PCR testé par **Cenis et al en 1996**. Après 7 jours, le virus est déjà détecté dans toutes les plantules (tableau 22).

La technique d'Immunoprint se montre aussi sensible que la PCR. En effet, le TYLCV est détecté dans 3 plantules dès le 3<sup>ème</sup> jour et dans 7 plantules au 5<sup>ème</sup> jour après inoculation. Seulement 2 plantules ont réagi au 11<sup>ème</sup> jour (tableau 23). Toutefois la technique présente plus de variabilité, car elle exige d'importantes quantités de protéines de la capsid protéique, et présente un problème de lecture des résultats lorsque des échantillons négatifs peuvent parfois être interprétés par exemple comme positifs. En cas de la PCR il suffit de quelques molécules d'ADN virale pour détecter le virus.

Quant à la TAS-ELISA, l'analyse des échantillons a révélé la présence du TYLCV au 7<sup>ème</sup> jour après inoculation dans 8 plantules, au 11<sup>ème</sup> jour dans 4 plantules et au 15<sup>ème</sup> jour dans 2 plantules (tableau 24). Cette technique apparaît moins sensible que les deux autres. Or selon **Cenis et al (1996)** la TAS-ELISA serait plus sensible que l'hybridation moléculaire et la PCR. Cette dernière

technique n'aurait détecté le *TYLCV* que dans un seul échantillon alors que les deux autres techniques l'auraient détecté dans tous les échantillons analysés.

Au tableau 25 il apparaît que la PCR et l'Immunoprint sont fiables, elles permettent de détecter le *TYLCV* onze jours avant l'apparition des symptômes en nature (15 jours), tandis qu'avec la TAS-ELISA il ne peut l'être que sept jours avant la manifestation de la maladie.

Du point de vue économique et pratique, la PCR coûte cher (45 DH ou plus sans compter l'amortissement), exige une haute technicité et un équipement sophistiqué (Thermocycleur, matériel d'électrophorèse, générateur, transilluminateur, micropipettes ...), dure environ 4 heures (2 heures pour l'extraction, 1,5 heure pour l'amplification et ½ heure pour l'électrophorèse) et ne s'apprête pas à analyser un grand nombre d'échantillons.

A l'opposé, l'Immunoprint demeure la moins coûteuse (1,70DH, sans compter l'amortissement), mais elle nécessite un kit d'analyse qui coûte 8500 DH et qui permet de traiter jusqu'à 5000 échantillons. Donc malgré ses inconvénients, la technique peut être utilisée comme test de routine dans une ferme surtout au niveau de la pépinière. Elle est simple à réaliser; elle ne demande pas beaucoup d'équipement, et ne dure que 5 heures. Pour les échantillons douteux, il faudrait avoir recours à la PCR.

Enfin la TAS-ELISA n'est pas aussi rapide (42 heures) que les 2 autres techniques, mais elle reste moins chère (17,5DH.), nécessite peu d'équipement, et s'apprête à analyser un grand nombre d'échantillons.

### **B/ Détection de 2 souches du *TYLCV* : *TYLCV-Is* (Israël) et *TYLCV-Sr* (Sardaigne)**

Pour détecter les souches du *TYLCV*, une trentaine d'échantillons de jeunes pousses de tomate, variété *Anastasia*, présentant les symptômes du virus sont ramenés pour être analysés par la TAS-ELISA à l'aide de deux anticorps monoclonaux : DSMZ AS-0546/2 et DSMZ AS-0546/4. Le premier anticorps réagit avec les deux souches du *TYLCV* originaires d'Israël et de Sardaigne, tandis que le deuxième ne réagit qu'avec la souche israélienne. La distinction des deux souches peut de faire également par la PCR suivie d'une digestion enzymatique : Les amorces d'Allemagne qui amplifient une région de longueur d'environ 580 bp sont les plus utilisées. La visualisation est faite sur un gel d'agarose à 1%. Les échantillons qui présentent des bandes d'environ 580 bp

sont éréciétés dans 80  $\mu$ l d'éthanol euis resuseendu et digéré ear l'enzyme de restriction Ava II. En effet, eour 10 $\mu$ l du eroduit de la PCR, ont été ajoutés ::2 $\mu$ l de tameon de la digestion, 2  $\mu$ l de l'enzyme Ava II et 6  $\mu$ l d'eau distillée. Le mélange est ensuite incubé eendant 2 heures à 37°C. L'enzyme Ava II découee le fragment amelifié de *TYLCV*-Sr dans deux endroits tandis que eour le *TYLCV*-Is, uniquement dans un seul endroit. Ainsi, l'eseèce de Sardaigne donne naissance à trois bandes de 360 be, 150 be et 68be, alors que l'eseèce israélienne ne érésente que deux bandes de 302 be et 277 be (**Accotto et al. 2000**). Les bandes sont visualisées sur un gel d'agarose à 2% aérés coloration au Bromure d'éthidium (0,5 $\mu$ g/ml), tandisque eour le *TYLCV*-Is dans un seul endroit.

**Tableau 21 : Infection des plantules par le *TYLCV* après inoculation**

Nombre de jours aérés inoculation	2	3	4	5	7	11	15	21
Nombre de elantules infectées	0	0	0	0	0	0	12	2
Cumul des elantules infectées	0	0	0	0	0	0	12	14
% des elantules détectées	0	0	0	0	0	0	86	100

**Tableau 22 : Détection du *TYLCV* par la PCR**

Nombre de jours aérés inoculation	2	3	4	5	7
Nombre de elantules infectées	2	1	4	3	4
Cumul des elantules infectées	2	3	7	10	14
% de détection	14	21	50	71	100

**Tableau 23 : Détection du *TYLCV* par l'Immunoprint**

Nombre de jours aérés inoculation	2	3	4	5	7	11
Nombre de elantules infectées	0	3	2	7	1	1
Cumul des elantules infectées	0	3	5	12	13	14
%de détection	0	21	36	86	93	100

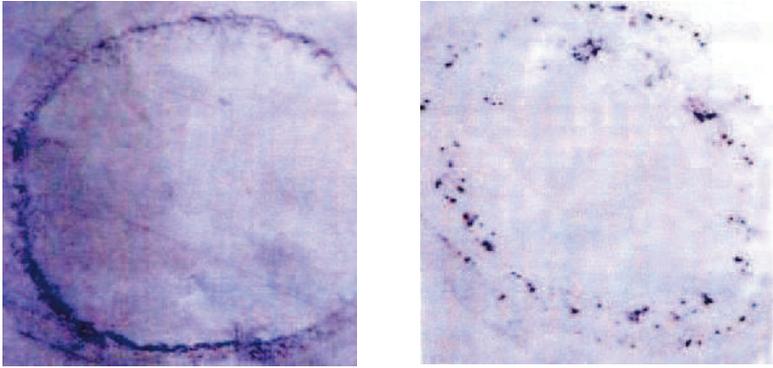
**Tableau 24 : Détection du *TYLCV* par la TAS-ELISA**

Nombre de jours aérés inoculation	2	3	4	5	7	11	15
Nombre de elantules infectées	0	0	0	0	8	4	2
Cumul des elantules infectées	0	0	0	0	8	12	14
%de détection	0	0	0	0	57	86	100

**Tableau 25 : Comparaison entre le délai d'apparition des symptômes du *TYLCV* et celui de sa détection par les trois techniques (PCR, Immunoprint et TAS-ELISA)**

N° de la plante	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	Moyenne
Délai normal d'apparition des symptômes (en jours)	1 5	1 5	1 5	1 5	2 1	1 5	1 5	1 5	1 5	2 1	1 5	1 5	1 5	1 5	<b>15,86</b>
<b>PCR</b>	2	3	5	4	5	5	7	8	2	7	4	4	4	7	<b>4,78</b>
<b>Immunoprint</b>	4	3	7	1 1	3	4	5	5	3	5	5	5	5	5	<b>5</b>
<b>TAS-ELISA</b>	7	7	7	7	1 1	7	7	7	1 1	1 5	1 1	1 1	1 3	7	<b>9,14</b>

Après analyse des sujets infestés par le test TAS-ELISA, il s'est avéré que seulement 4 plantes ont réagi positivement avec l'anticorps DSMZ AS-0546/2 et négativement avec l'anticorps DSMZ AS-0546/4 tandis que les 26 autres ont réagi avec les deux anticorps. Cela suggère que le *TYLCV-Sr* (Sarde) est présent uniquement dans 4 plantes parmi les 30 (environ 13%). Quatre semaines plus tard, les 4 plantes ont été testées cette fois par la PCR et se sont toutes montrées positives. Après digestion avec Ava II, on s'est rendu compte qu'elles sont doublement infectées par les *TYLCV-Is* et *TYLCV-Sr*. Cela laisse penser que cet échantillon de 4 plantes était infecté par la suite par le *TYLC-Is*. Ils ont donné naissance à cinq bandes distinctes d'environ: 360 bp, 302 bp, 277 bp, 150 bp et 68 bp (Fig.20, colonne 4), alors que les plantes présentant uniquement le *TYLCV-Is* n'ont donné que deux bandes distinctes de 277 bp et 302 bp (Fig. 20, colonne 3). Les deux méthodes appliquées, à savoir la TAS-ELISA et la PCR couplée à la digestion enzymatique, ont révélé la présence des deux espèces de *TYLCV*. Donc, il est certain que les deux souches de *TYLCV*, israélienne et sarde, existent bien au Maroc dans la région du Souss Massa. Toutefois, il faut noter que c'est le *TYLCV-Is* qui demeure le plus dominant. La connaissance de la prédominance de l'une ou de l'autre souche du *TYLCV* ou de leur coexistence est primordiale; elle doit être prise en considération dans les essais de recherche de variétés tolérantes ou résistantes au *TYLCV* au Maroc.



A : empreinte d'un pétiole issu d'une B : empreinte d'un pétiole issu d'une plante saine par l'Immunoprint infectée par le TYLCV par l'Immunoprint

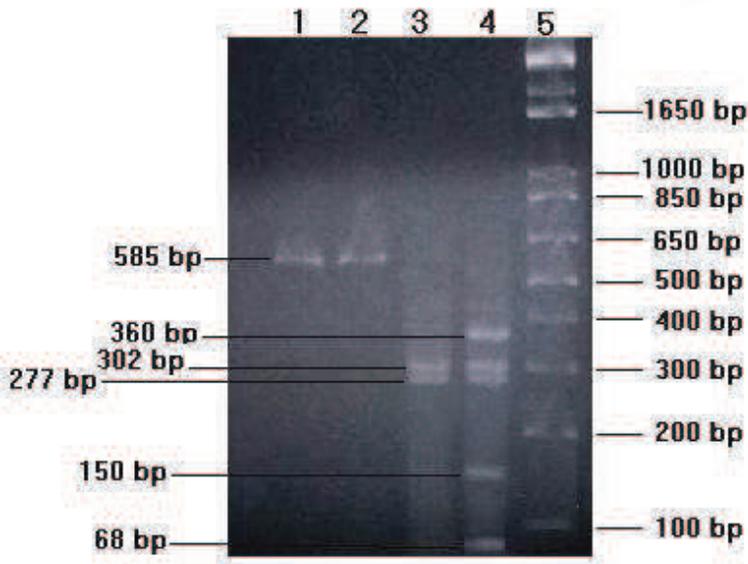


Fig. 20 : Produits obtenus après digestion des amplicons par Ava II

- 1 : tomate infectée par *TYLCV-Is* sans digestion par Ava II.
- 2 : tomate doublement infectée par *TYLCV-Is* et *TYLCV-Sr* sans digestion par Ava II.
- 3 : tomate infectée par *TYLCV-Is* après digestion par Ava II
- 4 : tomate doublement infecté par *TYLCV-Is* et *TYLCV-Sr* après digestion par Ava II.
- 5 : Marqueurs standards.

## CHAPTRE III: ACQUISITION ET TRANSMISSION DU *TYLCV* PAR

### *B.tabaci*

Le *TYLCV* est transmis selon le mode persistant par *B. tabaci*, il ne peut être acquis qu'après alimentation sur un plant infesté pendant une certaine période dite "d'acquisition". Ensuite le virus passe par une période de "latence" chez le vecteur, après laquelle il est transmis à un nouveau plant après une autre période d'alimentation appelée "durée de transmission". Au Maroc, l'apparition récente du biotype "Q" de *B. tabaci* sur plusieurs cultures dans la région du Souss- Massa a rendu l'épidémie du *TYLCV* de plus en plus menaçante, raison pour laquelle on s'est interrogé sur la capacité d'acquisition et de transmission de ce nouveau biotype très peu étudié à travers le monde. **Sanchez et al. (1999)** rapportent qu'il serait doté de potentialités de transmission plus performantes que le biotype "B". C'est dans ce sens qu'une étude était réalisée à l'I.A.V Hassan II (Complexe Horticole d'Agadir) pour déterminer les durées pendant lesquelles *B. tabaci*, biotype "Q" peut acquérir et transmettre le virus à des plants de tomate dans la région du Souss Massa. La durée de latence du virus serait de l'ordre de 17 heures selon **Czosnek & Zeidan (1991)**.

### **I. Matériel nécessaire**

Ce genre d'étude ne peut réussir que dans le cadre d'un élevage de masse, permanent de *B.tabaci*. Il fait souvent l'objet d'une série d'expériences dont chacune porte sur deux essais: un sur l'acquisition et l'autre sur la transmission. Dans la serre expérimentale du Complexe Horticole, cinq expériences ont été réalisées entre janvier et mai Les trois premières, en mars et les deux dernières en avril.

#### **I.1 Matériel végétal**

L'opération consiste à produire en permanence des plants de tomate sains à l'intérieur d'une grande cage depuis la pépinière jusqu'au stade 2 à 3 feuilles (de hauteur inférieure à 15 cm) pour y être infestées par des adultes à leur tour sains qui serviront d'hôtes au *TYLCV*. En parallèle, d'autres plants infestés sont isolés et maintenus à l'intérieur d'autres cages pour servir de source d'inoculum du virus.

#### **I.2 Matériel biologique**

Les adultes sains de *B. tabaci* doivent provenir de populations larvaires prélevées sur des plantes non hôtes du *TYLCV* comme les *Poinsettia* ou autres. L'élevage peut être conduit dans de grandes cages sur des plants de tomate sains (ou d'aubergine), qui ne montrent aucun symptôme du *TYLC*. Durant toute cette période, il est conseillé de procéder au test TAS-ELISA pour vérifier si ces

elants réagissent négativement au virus et que les adultes issus de l'élevage ne sont pas infectés. **(Photo 9)**.

Les adultes porteurs du virus sont obtenus après introduction d'une centaine d'aleurodes sains pendant au moins 48 heures (période suffisante d'acquisition et de latence) à l'intérieur d'une cage à elants de tomate virésés.

Pour chacune des expériences sur l'acquisition et la transmission du *TYLCV*, on procède à deux types de manipulations avec à chaque fois:

- **5** adultes par elant, sur un total de 6 elants (soit 30 adultes) pour déterminer les durées d'acquisition et de transmission du virus;
- **1** adulte par elant sur un total de 6 elants (soit 6 adultes) pour savoir si une elante peut courir le risque de transmission du *TYLCV* en présence d'un seul adulte.

### **I.3 Matériel technique**

Les adultes de *B. tabaci* sont difficiles à manipuler, ils volent très rapidement et s'échappent au moindre mouvement. Donc il faut penser à une technique qui permettrait de les garder calmes sur les feuilles sans issue pendant une certaine durée. Pour cela on confectionne deux types d'obstacles :

- Pour la manipulation avec 5 individus : On entoure le elant de tomate par un cylindre en élastique, de 10 cm de diamètre et 20 cm de hauteur (bouteille d'eau minérale coupée) **(photo 12)** qu'on couvre de mousseline sur sa base circulaire, pour permettre l'aération et le contrôle des aleurodes. La mousseline est d'une maille inférieure à la taille des adultes, sa fixation et son étanchéité sont assurées par une bande adhésive.
- Pour la manipulation avec 1 individu : On conçoit un petit fixateur de 1 cm de diamètre et 1 cm de hauteur **(Photo 11)** obtenu à partir d'un tube en élastique qu'on tronçonne en petits anneaux cylindriques. Chaque anneau (fixateur) est couvert de mousseline d'un seul côté alors que l'autre est placé contre la face inférieure de la feuille et maintenu par une petite agrafe.

## **II. Méthode d'observation**

### **II.1 Estimation de la durée d'acquisition**

L'expérience porte sur deux jeunes elants de tomate, infestés qu'on installe à l'intérieur d'une cage à mousseline. Une centaine d'adultes de *B. tabaci* non porteurs du virus y sont introduits et répartis sur les folioles. Ils y

restent pour acquérir le virus et être retirés après différentes durées.

Celles que nous retenons sont 10mn, 20mn, 30mn, 60mn, 90mn et 120mn. A chaque fois, 1 à 5 adultes retirés de la cage par un aspirateur (**Photo 10**), sont introduits dans une autre cage sur un plant sain et y séjournent pendant 48 heures. Au total 6 plants sains font l'objet de cette expérience. Un 7<sup>ème</sup> plant sain infesté par des adultes non porteurs pendant 120mn sert de témoin. La durée d'acquisition est déterminée juste après l'apparition du premier symptôme du *TYLCV* sur le plant sain (**Photo 13**). Le taux d'infection est déterminé en calculant pour chaque durée le rapport suivant :

$$\text{Nombre de plants infestés} / \text{Nombre de plants testés} \times 100$$

## II.2 Estimation de la durée de transmission

L'observation a concerné six plants sains couverts par de la mousseline sur lesquels on installe des adultes porteurs du *TYLCV* (1 ou 5 individus). Ils passent 5 minutes sur le 1<sup>er</sup> plant, 10mn sur le 2<sup>ème</sup>, 15mn sur le 3<sup>ème</sup>, 20mn sur le 4<sup>ème</sup>, 25mn sur le 5<sup>ème</sup> et 30mn sur le 6<sup>ème</sup>. Un 7<sup>ème</sup> plant sain infesté par des adultes non porteurs sert de témoin. A la fin de chaque durée, les adultes sont tués et les plants sont ramenés au laboratoire à l'écart de toute source d'infection par le *TYLCV*. La durée de transmission est déterminée dès l'apparition du premier symptôme. Le taux d'infection pour chaque durée est calculé de la même manière que celui de la durée d'acquisition.

## III. Délais d'infection, d'acquisition et de transmission du *TYLCV*

La première manipulation avec cinq individus est relativement plus facile que la seconde, mais elle demande de la vigilance pour effectuer le prélèvement des insectes dans les meilleures conditions. Lors de l'aspersion, seuls les individus qui marchent sur les feuilles ou sur la vitre sont aspirés, les individus qui s'alimentent sont épargnés pour éviter de leur casser le stylet enfoncé dans le phloème. On préfère prendre des femelles (grande taille); elles sont capables de transmettre le virus six fois mieux que les mâles. Une fois introduits et bloqués autour du plant, les individus se dirigent vers le feuillage et commencent à s'alimenter.

La seconde manipulation avec un seul individu ne semble pas donner de résultats satisfaisants aussi bien pour l'acquisition que pour la transmission. En effet, aucune plante testée n'a manifesté les symptômes du *TYLCV*, probablement pour l'une des raisons suivantes :

- ☞ Insuffisance de la charge virale véhiculée par l'individu pour induire des symptômes;
- ☞ étant fragiles et difficiles à manipuler, les adultes seraient endommagés;
- ☞ les blessures causées sur la foliole après contact avec le "fixeur" auraient entravé la circulation des particules virales à travers la sève.

Les témoins ne manifestent aucun symptôme du *TYLCV*, ce qui prouve qu'aucune infection accidentelle n'a eu lieu lors des manipulations.

### III.1 Durée d'Acquisition

La durée d'acquisition correspond à la période nécessaire pour que l'aleurode insère son stylet et atteigne le phloème de la plante. Le tableau 26 présente le taux d'infection par le *TYLCV* sur tomate en fonction des durées de son acquisition par *B. tabaci* préalablement définies. Il en ressort que le virus peut être acquis après 20 minutes chez 40% des plants testés. A 30 minutes d'acquisition, il se manifeste chez 60%, alors qu'à 60 minutes, il s'exprime chez 80% des plants testés. Au delà de 90 minutes d'acquisition, le *TYLCV* affecte 100% des plants. **Cohen et Harpaz (1964)** en Israël rapportent que la durée minimale d'alimentation nécessaire pour que *B. tabaci* acquière le virus est de 30 minutes. Le taux d'infection n'atteignant 40% qu'après plus d'une heure d'acquisition. **Czosnek et Zeidan (1991)** évoquent une durée minimale d'acquisition du *TYLCV* par *B. tabaci* (biotype B) de 30 minutes. Après 2 heures d'alimentation sur un plant très infesté, tous les individus peuvent acquérir le virus. Apparemment, ces résultats concordent avec ceux de ces auteurs bien qu'ils aient retenu des durées de 15, 30 et 60 minutes alors que dans notre cas nous avons essayé les durées de 10mn, 20mn, 30mn et 60mn.

### III.2 Durée de transmission

Le tableau 27 résume les résultats obtenus sur le taux et les délais d'infection en fonction des durées de transmission. Il en résulte que le virus peut être transmis par *B. tabaci* après 15 minutes et apparaître dans un délai de 20 jours chez 20% des plants testés. A 20 minutes d'alimentation, il apparaît après 18 jours chez 60% des plants, alors qu'à 25 minutes, il s'exprime après 19 jours chez 100% des plants testés.

Bien que **Cohen et Harpaz (1964)** aient rapporté la même durée minimale de transmission (15min), le taux d'infection qu'ils mentionnent reste relativement inférieur au notre; il n'est que de 6% après 30 minutes d'alimentation malgré l'effectif important d'individus de *B. tabaci* par plant (20 individus). Ceci pourrait être lié au nouveau biotype **Q** de *B. tabaci* qui paraît plus performant dans la transmission du *TYLCV*.

**Tableau 26 : Taux d'infection par le TYLCV en fonction de la durée de son acquisition par *B. tabaci* biotype Q sur tomate.**

Répétition	Date	Durée d'acquisition en minutes (mn)						
		10	20	30	60	90	120	120 Témoin
1 <sup>ère</sup>	10 Mars	-	-	-	-	+	+	-
2 <sup>ème</sup>	10 Mars	-	+	+	+	+	+	-
3 <sup>ème</sup>	17 Mars	-	-	+	+	+	+	-
4 <sup>ème</sup>	10 Avril	-	-	-	+	+	+	-
5 <sup>ème</sup>	10 Avril	-	-	-	+	+	+	-
Taux d'infection		0%	40%	60%	80%	100%	100%	0%

**Tableau 27: Taux d'infection par le TYLCV en fonction de la durée de sa transmission par *B. tabaci* biotype Q sur tomate.**

Répétition	Date	Durée d'acquisition en minutes (mn)						
		5	10	15	20	25	30	30 Témoin
1 <sup>ère</sup>	10 Mars	-	-	-	-	+	+	-
2 <sup>ème</sup>	10 Mars	-	-	-	+	+	+	-
3 <sup>ème</sup>	17 Mars	-	-	+	+	+	+	-
4 <sup>ème</sup>	10 Avril	-	-	-	-	+	+	-
5 <sup>ème</sup>	10 Avril	-	-	-	+	+	+	-
Taux d'infection		0%	0%	20%	60%	100%	100%	0%

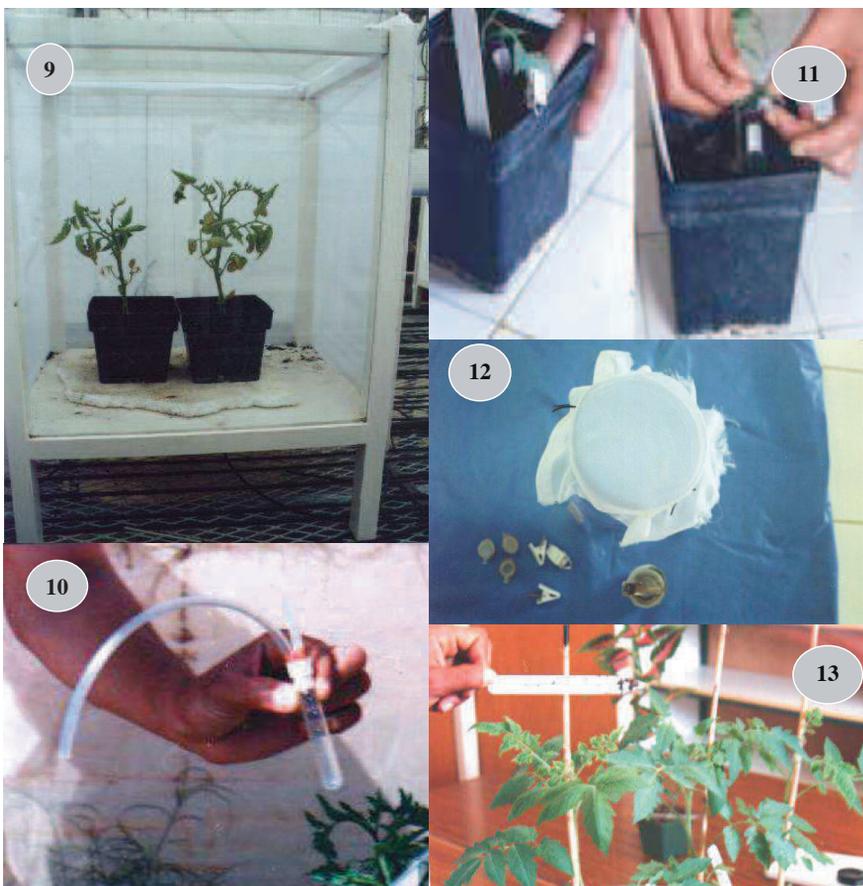


Photo 9 : Cage des plants virosés où sont introduits des adultes de *B.tabaci* non porteurs du virus pour l'acquérir;

Photo 10: Aspirateur des adultes de *B tabaci* ;

Photo 11: Agrafe et fixeur pour placer l'adulte de *B. tabaci* sur la foliole;

Photo 12: Fixeurs et bouteille en plastique couverte par la mousseline;

Photo 13: Folioles infestées en attente de l'apparition des symptômes du TYLCV.

## CHAPITRE IV : TOLERANCE AU TYLCV

### I. Généralités

La production de la tomate est souvent limitée sous l'effet de plusieurs conditions qui affectent le rendement et la qualité; Les agents pathogènes, par leur diversité et la gravité de leurs symptômes demeurent parmi les facteurs les plus difficiles à maîtriser; raison pour laquelle, les chercheurs se sont orientés depuis des années vers la sélection de nouvelles variétés fixées ou hybrides F1 adaptées à différents types de climat et portant des gènes de résistance à quelques maladies notamment le *TYLCV*.

Selon l'expression des symptômes et l'accumulation de l'ADN viral, on distingue trois types de réactions à l'infection virale

- **La sensibilité** : Les plants malades contiennent l'ADN viral tout en exprimant les symptômes de la maladie;
- **La tolérance** : Les plants infestés montrent une quantité détectable de l'ADN viral sans symptômes visibles;
- **La résistance** : Les plants n'expriment aucun symptôme et le virus n'y est pas détectable.

La notion de résistance a toujours fait l'objet de débats et de plusieurs classifications. Nous en citons celle de **Fraser (1982)** qui distingue trois groupes :

- L'immunité non-hôte, lorsqu'une plante non-hôte infectée par un virus particulier n'exprime pas de symptômes et ne présente aucune multiplication détectable du virus;
- La résistance constitutive ou génétiquement contrôlée, lorsqu'une espèce végétale possède un ou plusieurs gènes de résistance héréditaire à un virus;
- La résistance induite, lorsqu'une espèce végétale normalement sensible à un virus particulier développe une résistance non héréditaire, due à une infection préalable ou à un traitement chimique.

**Bjorling (1966) et Russel (1978)**, décrivent deux groupes de résistance :

- La résistance variétale aux virus: Elle inclut plusieurs degrés de résistance s'étalant entre l'immunité, la tolérance et la résistance à l'établissement et à la propagation du virus. En virologie, elle est définie

comme étant toute inhibition du cycle réplcatif du virus dans la plante ou de l'expression de ses effets pathogéniques à l'intérieur de celle-ci. C'est un caractère héréditaire, transmissible de génération en génération, porté par les chromosomes du noyau cellulaire;

- La tendance à échapper à l'infection : Elle comprend la résistance au vecteur, la résistance à l'infection virale et la résistance à la multiplication virale.

La résistance au vecteur est régie par plusieurs facteurs comme la pilosité des feuilles, leurs sécrétions empoisonnantes et collantes et d'autres caractères intrinsèques à la plante qui empêchent l'installation, la nutrition et la pullulation du vecteur sur l'hôte. Chez la tomate par exemple, le caractère lisse des feuilles leur permet de mieux tolérer les attaques des aleurodes que celui des feuilles poilues sur lesquelles la fumagine se développe facilement (**Gibson et Plumb, 1977**). En ce qui concerne *B.tabaci*, il apparait selon **Muñiz et Nombela (2002)** que les variétés de tomate cultivée (*Lycopersicon esculentum*), porteuses du gène *Mi* freinent la capacité de reproduction de cet aleurode. C'est le cas de la variété "Motelle", dont la résistance partielle à *B. tabaci* est due à des facteurs présents dans l'épiderme et/ou dans le mésophyle, qui empêchent l'insecte d'atteindre la sève du phloème.

Chez les variétés transgéniques porteuses du gène *Mi*, c'est le mécanisme d'antixénose qui serait responsable de la résistance à différents biotypes de *B.tabaci*, notamment les biotypes B et Q (**Muñiz et Nombela, 2002**). Ce mécanisme a la particularité de modifier chez l'insecte le comportement de nutrition et de ponte qui deviennent incompatibles avec certaines caractéristiques de la plante hôte comme la pilosité, l'épaisseur de la cuticule, le flux de la sève...

En ce qui concerne la résistance au *TYLCV*, il faut noter que les espèces sauvages de *Lycopersicon* apparentées à la tomate seraient à l'origine des différentes résistances introduites dans les variétés actuellement cultivées. Des niveaux variés de résistance au *TYLCV* ont été mis en évidence par différents auteurs. **Cohen (1995)** en décrit 2 types:

- Le premier de très haute résistance trouvé sur *Lycopersicon chilense*, il est contrôlé par un seul gène avec une dominance partielle.
- le deuxième compte différents degrés de tolérance trouvés chez *Lycopersicon hirsutum*, *L.peruvianum* et *L.pimpinellifolium*. En Israël, la

sélection conduite à partir d'une autre origine de *L.peruvianum* a abouti à l'obtention d'une série d'hybrides F<sub>1</sub> à croissance déterminée, dont « F1 TY10 », « F1 TY15 », « F1 TY20 » (Pilowsky, 1990). Leur tolérance étant contrôlée par cinq gènes récessifs et d'expression conditionnelle en milieu difficile et sous forte contamination, elle ne s'exprime pas.

D'autres hybrides F<sub>1</sub> ont pu être expérimentés au Moyen-Orient et dans d'autres zones touchées par le TYLCV. Ils présentent l'avantage d'être résistants à d'autres maladies, qui furent sévères avant l'arrivée TYLCV. Les plus utilisés sont les suivants :

- \* "F<sub>1</sub>Jackal" = "E438" (Sluis & Groot), "F<sub>1</sub>Top-21" (Clause), "F<sub>1</sub>Tyking" et "Tyger" (Royal Sluis) : Ce sont des hybrides à croissance déterminée qui conviennent pour une culture en plein champ, sans tuteur ;
- \* "F<sub>1</sub>Fiona"/"E437" (Sluis & Groot) est un hybride à haute croissance déterminée ;
- \* "F<sub>1</sub>Tydal" et "F<sub>1</sub>Tygold" (Royal Sluis) sont à croissance indéterminée et sont intéressants pour la culture tuteurée en plein air ou sous abri ;
- \* "Saria" (Petoseed), "F<sub>1</sub>Tycoon" et "F<sub>1</sub>Tymoor".

Récemment, la résistance au TYLCV a été obtenue en transformant des plantes sensibles avec des gènes ou des séquences dérivées de génomes viraux. Cette forme de résistance, connue en tant que résistance dérivée de pathogènes, est fondée sur le fait que l'introduction et l'expression dans les plantes de séquences virales pourrait interférer avec le cycle de vie du virus (Polston et Anderson, 1997).

## II. Situation au Maroc

Avec l'apparition du TYLCV au Maroc en 1998, une trentaine de variétés tolérantes de tomate étaient commercialisées et utilisées par plusieurs producteurs dans la région du Souss-Massa. Au début de la propagande, les semences de certaines de ces variétés leur ont été livrées par des sociétés agricoles, soit gratuitement, soit à des prix symboliques avec des facilités de paiement. Les variétés les plus importantes sont présentées au tableau 28, mais ce sont surtout la "Cornella" et la "Tillila" qui furent les plus appréciées pour la production de plein champ. Les autres variétés étaient d'importance secondaire (Anastasia, Avigail, Bushra, Ikram, Thomas...). C'est dans ce sens que des essais furent effectués dans la région du Souss Massa par quelques organismes

sur certaines variétés en vue de tester leur tolérance au *TYLCV* par la mesure de quelques paramètres liés à la vigueur de la plante comme la hauteur, l'état du feuillage (Couleur, densité...), et des fruits (Nombre, calibre, fermeté, homogénéité...).

Toutefois, malgré cet effort d'expérimentation déployé dans la région, il s'est avéré que des problèmes surgissent à chaque fois et entravent l'épanouissement de la lutte génétique contre le virus :

- La recherche de résistances à ce *Geminivirus* ne doit pas faire oublier la menace des autres parasites et l'importance des résistances correspondantes déjà isolées, notamment au Virus de la Mosaïque du tabac (*TMV*), le *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* et les nématodes du genre *Meloidogyne* spp;
- les variétés tolérantes au *TYLCV* doivent être adaptées au climat, aux différents modes de conduite et aux exigences du consommateur (calibre, fermeté,...) et du transport, notamment vis-à-vis de la durée de conservation des fruits;
- la création de résistance fondée sur l'intromission de gènes provenant de variétés sauvages apparentées est lente en raison de la complexité génétique du trait résistant et de l'absence d'un système de sélection facile et précis. A noter en plus qu'il n'existe pas sur le marché de plantes véritablement résistantes;
- En cas de résistance dérivée de pathogènes, il n'est pas exclu qu'une recombinaison transgénique entre un virus et le gène correspondant ou l'hétéro-encapsidation d'un génome viral puisse créer un nouveau "super-pathogène" capable de détruire massivement les récoltes.
- Cette résistance ou tolérance au *TYLCV* peut être surmontée lorsque les plants de tomate sont inoculés par d'importantes populations de *B.tabaci* enregistrées pendant les premières semaines qui suivent la transplantation.

**Tableau 28 : Liste de quelques variétés de tomate tolérantes au TYLCV utilisées dans la région du Souss depuis 2001**

Tomate		Variété	Tolérance	Société
TOLÉRANCE AU TYLCV	Port indéterminé	Babette	Tm, V, F1-2- TY	Hi-Tech Seeds
		Bushra	Tm V, F1-2 TY	Hi-Tech
		Cornella	Tm V, F1-2 TY	Hi-Tech
		Dahab	Non déterminée	Agrimatco
		El aman	Non déterminée	Agrimatco
		Fatima	Non déterminée	United Genetics
		Haouaria	Tm, V, F1-2, Ty	Royal Sluis
		HM	Non déterminée	United Genetics
		Ikram	Tm, V, F1-2- Ty	Sluis & Growth
		Titrite	Tm, V, F1-2-Ty	Royal Sluis
		TY10003	Tm, V, F2- N-S Ty	Sluis & Growth
		Tyara	Tm, V, F2-N Ty	Sluis & Growth
		Tygre	Tm, V, F1-2, NS,Ty	Sluis & Growth
		Zahira	Tm, V, F1-2 N Ty	Hi-Tech
	987 F1	Tm, V, F1-2, N, Ty	?	
	Port déterminé	Annan	Tm F1-2 TY	Hi-Tech
		Galina	Tm VF1 TY	Hi-Tech
		Genny	Tm VF1-2 TY	Hi-Tech
		Tilila	Non disponible	Royal Sluis
		Chourouk	Non disponible	Peeto Seed
Anastasia		Non disponible	Brunisma	
Gimini		Non disponible	Hi-Tech	
Manuela		Non disponible	Zeraim	
Rick zusane		Non disponible	Rick zusane	
Super red		VF1-2-TV	Agrimatco	
Port semi-déterminé	Jawda	Non disponible	Agrimatco	

F1-2 = *Fusarium oxysporum* race 0 et 1 / N = Nématodes/ S : Stemphylium

Tm : Virus de la Mosaïque de tabac / Ty : TYLCV/ V= Verticilliose

### III. Exemple d'essais de tolérance de quelques variétés de tomate

En face de la diversité des variétés de tomate supposées "tolérantes" au TYLCV, les producteurs étaient perplexes dans le choix de la meilleure variété, qui pourrait leur assurer à la fin de son cycle, une production à revenu garanti. Pour cela on a mené dans le cadre du projet "PROTARS" entre 2001 et 2003, deux essais, en plein champ et sous serre à la Station Expérimentale d'Aït-Amira (CATV & ORMVASM), en vue de tester la sensibilité de quelques unes de ces variétés en considérant "*Daniela*" comme la variété de référence la plus sensible et la mieux utilisée dans la région du Souss Massa.

Sous abri, l'essai est suivi dans une serre "Delta 9" de 500 m<sup>2</sup>, équipée avec du plastique anti-UV (70%) et d'un filet insect-proof (16x20) à 30% de couverture (Photos 14). Le précédent cultural étant la tomate. L'orientation est Nord-Sud; elle permet une meilleure homogénéité d'éclairement. Après préparation des banquettes de plantation, le sol est traité par un nématicide granulé (à base d'Oxamyl à la dose de 50 kg de spécialité commerciale par hectare) et couvert ensuite d'un paillage plastique noir. Les caractéristiques des variétés retenues sont présentées au tableau 29. Le modèle statistique adopté est un dispositif en "blocs aléatoires complets" avec 4 répétitions. Chaque bloc est divisé en 8 unités expérimentales dont chacune (3,20x 0,8 m<sup>2</sup>) est représentée par deux lignes jumelées: La première à 8 plants inoculés et l'autre à 8 plants sains (ou témoins), soit pour la même variété, un total de 16 plants espacés de 0,4 m en moyenne.

En plein champ, l'essai est conduit dans une parcelle de 250 m<sup>2</sup> (Photos 15), à sol sableux, dont le précédent cultural était la pomme de terre. Avant plantation la parcelle a fait l'objet des travaux suivants:

- un labour moyen suivi d'un cover-cropage croisé;
- la confection de banquettes de plantation;
- l'équipement par des poteaux en bois pour supporter les fils de fer nécessaires au palissage;
- un traitement nématicide localisé effectué un mois avant la plantation par le Némacur granulé (Phénamiphos) à la dose de 50kg/ha
- couverture des banquettes par un paillage plastique noir.

Le protocole adopté étant identique à celui de la serre. Chaque bloc est divisé en 8 unités dont chacune était représentée par deux lignes jumelées à

raison de 8 plants de tomate inoculés par ligne, soit un total de 16 plants espacés de 0,35 mètres.

Pour réussir les deux essais toute une série d'opérations était nécessaire:

**Préparation de la pépinière:** Les semis des variétés destinées aux essais ont eu lieu dans la serre vitrée de l'I.A.V Hassan II (CHA) dans des terrines (plateaux) alvéolés en plastique noir de 77 trous (4x4 cm) à raison de 2 plateaux par variété (Photos 16 & 17):

- Le premier réservé aux plants destinés à l'inoculation par le virus, est maintenu à l'intérieur de la serre vitrée du CHA;
- le deuxième destiné aux plants témoins (ou non inoculés) est installé dans une pépinière traitée et indemne de toute présence de *B.tabaci* à la station expérimentale de l'O.R.M.V.A.S.M.

**Inoculation:** Au stade 3 à 4 feuilles, chaque plateau est introduit dans une cage d'élevage où des individus de *B.tabaci*, porteurs du virus, servent de source d'inoculum à raison de 10 à 15 adultes par plant. Les plants du plateau doivent rester dans la cage jusqu'à l'acquisition du TYLCV (Photo 18).

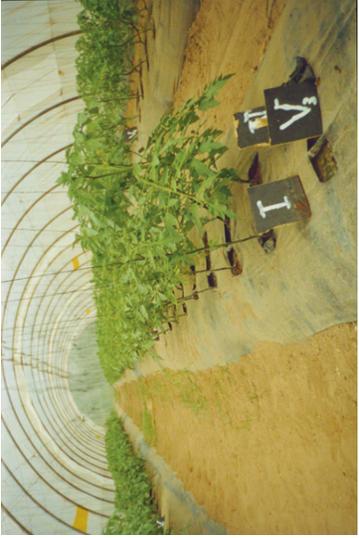
**Transplantation:** Après inoculation, les plants de chaque plateau sont retirés des cages d'élevage de *B tabaci*. Ceux destinés à la serre étaient traités avec l'*Imidaclopride* (75 ml/hl) pour éviter tout risque d'infestation des sujets sains (témoins) par le vecteur; ils ont été transplantés le 15 mars. Ceux destinés au plein champ étaient transplantés le 5 janvier sans subir aucun traitement.

**Conduite de la culture** : Toutes les opérations nécessaires sont exécutées à temps.

- Le palissage réalisé juste après plantation. Chaque bras étant palissé séparément par un fil de palissage;
- l'effeuillage pratiqué quand la végétation est trop abondante ; les feuilles sénescentes et basales sont éliminées. Il en est de même pour les pousses auxiliaires au moment de chaque intervention pour l'effeuillage;
- les traitements phytosanitaires appliqués au cours du cycle de la culture. Ils ciblent principalement la mouche blanche et quelques agents cryptogamiques;

- la fertigation assurée deux fois par jour grâce à un système de goutte à goutte. L'eau provient de deux puits;

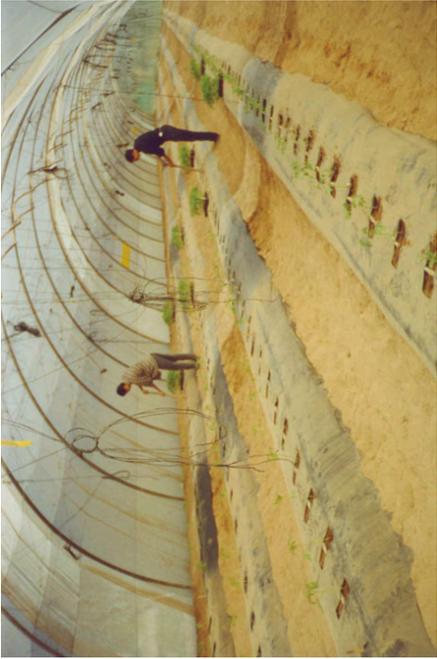
Enfin, pour évaluer la tolérance des variétés testées, une série d'observations hebdomadaires sont faites entre mai et août sur quelques paramètres notamment : La hauteur du plant (Photo 19); le diamètre de la tige; le nombre de fruits/plant; le poids total des fruits récoltés, exprimé en kg par plant; le poids commercialisable, exprimé en kg par plant et l'écart de triage représenté par les fruits éclatés, déformés, tachetés, nécrosés ou de petit calibre. Pour ce dernier paramètre, on distinguait entre 5 calibres de référence utilisés à l'exportation dans les stations d'emballage selon le diamètre du fruit: Calibre 1, de 77 à 87 mm, Calibre 2, de 67 à 77 mm, Calibre 3, de: 57 à 67 mm., Calibre 4, de: 47 à 57 mm. et Calibre 5, à diamètre inférieur à 47 mm.



Photos 14 : Serre Delta 9 utilisée dans l'essai des variétés tolérantes au TYLCV



Photos 15: Essai de tolérance en plein champ



**Photo 16 : Préparation de la serre pour l'essai de tolérance Photo**



**17: Plateau utilisé pour le semis**



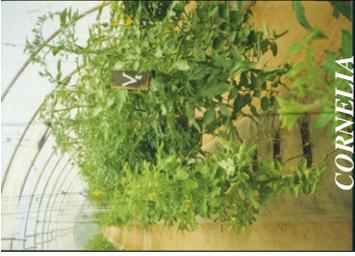
**Photo 18 : Cage d'inoculation des plants Photo**



**19: mesure de la hauteur des plants**



**BUSHRA**



**CORNELIA**



**BABETTE**



**ZAHIRA**



**SUPER RED**



**IKRAM**



**FATIMA**



**DANIELA**

Photos 20 : Effet du TYLCV sur la croissance des variétés testées sous serre

## **IV. Evaluation de quelques paramètres indicateurs de la tolérance au TYLCV**

### **IV.1 La hauteur des plantes**

Après analyse des résultats, il ressort que les plantes inoculées par le virus sont plus courtes que les plantes saines. Cette réduction de la hauteur est considérée par **Alex et al (1994)** comme l'une des caractéristiques des symptômes du TYLCV

Parmi les plantes saines, c'est la variété *Sueer-Red* qui semble avoir des difficultés pour croître; sa hauteur ne dépasse guère 100 cm à la fin des observations. C'est une variété à port déterminé dont la croissance apicale de la tige est stoppée à un certain niveau. Pour les autres variétés, la hauteur évolue normalement

En ce qui concerne les plantes inoculées, ce sont surtout les variétés *Fatima* et *Daniela*, qui sont les plus naines suivies, par ordre décroissant des variétés *Ikram*, *Bushra*, *Babette*, *Cornelia*, *Zahira* et la *Sueer-Red* dont la hauteur n'est pas affectée.

Le tableau 31 donne une idée sur le taux de réduction de l'élongation d'une plante inoculée par rapport à celle d'une plante saine. Il en ressort que même si la hauteur des six dernières variétés, est inférieure à celle des plantes saines, leur croissance n'est pas stoppée, elle garde son rythme régulier. Pilowsky et al (1993) considèrent à travers une étude similaire que pour des variétés de tomate tolérantes au TYLCV, les plantes infectées peuvent apparaître plus courtes, mais ils peuvent maintenir leur vigueur jusqu'à la fin du cycle de la culture.

### **IV.2 Le nombre de fruits par plante**

Sous serre, c'est entre le 1<sup>er</sup> mai et 20 juillet que l'on notait une fois par décennie le nombre de fruits produits par les plantes de chaque variété. Il apparaît qu'au cours de la première décennie d'observation aucune différence en nombre de fruits n'est enregistrée entre les plantes saines et inoculées. Les fleurs nouées ou les bouquets produits à cette période ne sont pas encore infectés par le virus. Mais à partir de la 2<sup>ème</sup> décennie, la différence devient plus nette entre les sujets sains et malades. A leur état normal, ce sont les plantes saines de la variété *Ikram* qui montrent la meilleure performance (67 fruits/plante), suivies par ceux des variétés *Fatima*, *Zahira* et *Cornelia* *Bushra*, *Babette* et la *Super Red* qui n'a produit que 27 fruits, un effectif plus faible que celui des autres variétés. Après infection, les plantes inoculées produisent généralement moins de fruits, voire même zéro fruits dans le cas de la *Daniela* et *Fatima*. La variété *Ikram* qui se

montre assez productive, a perdu 61% de ses fruits. Ce taux de perte en fruits n'atteint que 48 à 49% chez *Bushra* et *Cornelia*, 38% chez *Babette* et seulement 35% chez *Zahira* et *la super red*. Lapidot et al (1997), ont constaté en Israël sur des plants tolérants de tomate infectés, une réduction du nombre de fruits de l'ordre de 27% chez les variétés *TY172* et *TY197*, de 60% chez les variétés *Fiona* et *Tyking* et 100% chez la variété 5656 reconnue assez sensible au *TYLCV* comme la *Daniela* au Maroc..

En plein champ, les relevés du comptage du nombre de fruits par variété de tomate étaient hebdomadaires (29 mars au 3 mai); ils ont permis de distinguer cinq groupes homogènes de variétés de tomate. :

Le 1<sup>er</sup> groupe est constitué des variétés *Tygre* et *Ikram* : 43 fruits/plant;

le 2<sup>ème</sup> groupe inclut 3 variétés *Houaria*, *987F1* et *Dahab*: 29 à 30 fruits/plant;

le 3<sup>ème</sup> groupe englobe des variétés *Elamane* et *Hm*: 26 à 27 fruits/plant;

le 4<sup>ème</sup> groupe réunit les variétés *Titrite* et *Daniela* : 21 à 22 fruits/plant;

le 5<sup>ème</sup> groupe ne comprend que la variété *Fatima*: 12 fruits/plant;

Ces moyennes apparaissent assez faibles à cause de l'abscission des fleurs, enregistrée depuis le début de l'essai en fin janvier. Cette abscission peut être provoquée par l'infection précoce du *TYLCV* selon Polston et Anderson (1997).

### **IV.3 Le poids des fruits par plant**

Pour évaluer ce paramètre, il est recommandé de peser les fruits des plants inoculés et sains de la variété "tolérante" à chaque récolte jusqu'au 7<sup>ème</sup> bouquet, tout en distinguant entre les fruits commercialisables (export) et les écarts de triage. Les pesées des fruits des variétés suivies dans la station expérimentale d'Ait Amira permettent de noter que lors des deux premières récoltes, le poids des fruits des plants sains et inoculés n'est pas différent, mais c'est à partir de la 3<sup>ème</sup> récolte, qu'on enregistre une augmentation progressive du poids pour toutes les variétés avec un rythme plus accentué chez les plants sains que chez les inoculés.

Le tableau 29 regroupe toutes les données acquises sur le poids des fruits des différentes variétés tolérantes de tomate, testées sous serre. Il en ressort que les fruits des plants inoculés par le *TYLCV* peuvent perdre remarquablement

leur poids par rapport aux plants sains : 100% pour les variétés *Daniela* et *Fatima*, 68% pour *Ikram*, entre 59 et 61% pour *Babette*, *Zahira* ,et *Bushra*, 53% pour *Cornelia* et enfin 47% pour la *Super-Red*.

Si l'on rapporte la production de ces variétés à l'hectare en considérant une densité de 20000 plantes à l'hectare, on peut distinguer trois groupes:

- Les variétés *Zahira*, *Super Red* et *Cornelia* sembleraient plus productives (38T/ha) après inoculation avec un écart de triage ne dépassant guère 13%;
- les variétés *Ikram*, *Babette* et *Bushra* avec au plus un rendement de 31T/ha et un écart de triage compris d'au moins 15% de fruits rejetés;
- et enfin, les variétés *Daniela* et *Fatima* qui ne produisent rien.

En plein champ, ce sont les variétés *Dahab* (30T/ha) et *Elamane* (27T/ha) qui se révèlent les plus rentables avec des écarts compris entre 34% et 43%. D'autres variétés comme *Ikram*, *Hm*, *Houaria Tygre*; *987F<sub>1</sub>* et *Titrite* n'ont produit au plus que 24 T/ha ou moins, alors que les variétés *Daniela* et *Fatima* restent les moins productives avec environ 51% d'écarts.

Ce même paramètre fut d'ailleurs testé par d'autres auteurs comme Gilreath et al (2000); ils signalent que des variétés résistantes au *TYLCV* comme les « *HA3017A* », "*HA3017B* ", "*HA3044* ", "*HA3048* ", "*Px150420* " et "*Ps150535* " peuvent produire quatre fois plus de fruits commercialisables que les variétés sensibles (standards), notamment la "*Sanibel* ", "*FL47* " et "*Leila* ".

#### **IV.4 Le Calibre des fruits récoltés**

Il est admis que les tomates destinées à l'export doivent avoir des calibres qui répondent aux normes exigées par les pays de l'Union Européenne. Généralement, les producteurs se réfèrent aux calibres "1", "2" et "3" considérés, comme les plus appréciés et les plus demandés par le consommateur européen. Les fruits trop petits ou déformés sont souvent rejetés ou considérés comme des écarts de triage.

Les variétés testées pour leur tolérance dans la région du Souss Massa, répondent plus ou moins selon les cas à ce paramètre. Ce sont surtout les fruits aux calibres "1", "2" et "3" qui sont commercialisables

Sous serre il apparaît que c'est la variété *Super-red* qui répond le mieux à ce critère, elle produit 91% de fruits commercialisables (calibres 1, 2 et 3) issus de plants sains, et 81% issus de plants inoculés. Les variétés *Babette*, *Bushra*,

*Cornelia* et *Zahira* produisent entre 72% et 78% de fruits commercialisables issus de plants sains, mais seulement entre 42 et 53% issus de plants malades. Quant à la variété *Ikram*, ses plants infectés ne produisent pas plus de 10% de fruits à calibres commercialisables.

En plein champ, il faut noter que c'est le calibre 4 qui prévaut chez la majorité des variétés, exceptées, la Titrite, Dahab et Hm pour lesquelles c'est le calibre 3 qui l'emporte. Il faut signaler dans ce sens que 42 à 45% des fruits des variétés Tygre et Ikram, sont d'un calibre 5. Cette dominance des petits calibres pourrait être due au TYLCV qui selon Allex et al (1994) peut être à l'origine de la réduction du calibre comme étant l'un des symptômes caractéristiques du virus. En tout cas les variétés Titrite et Dahab produisent entre 65 et 67% de fruits commercialisables, El amane, Haouaria et Hm, entre 37 et 42%, alors qu'Ikram et Tygre, ne produisent respectivement que 9 et 15% de calibres commercialisables.

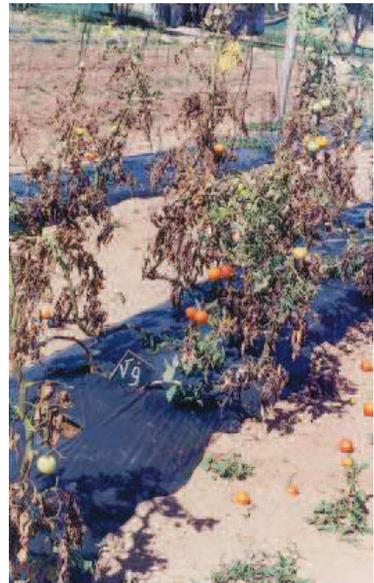
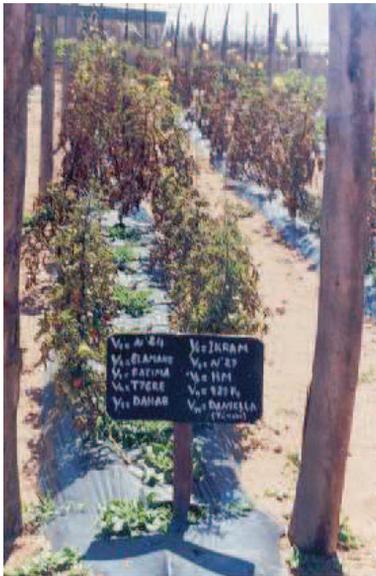
En conclusion, il apparaît sous serre que la variété Super-red s'est montrée relativement la plus performante suivie par la *Cornelia* et la *Babette*. Cette dernière variété n'est pas assez productive, mais ses fruits répondent aux normes de la commercialisation de la tomate, raison pour laquelle, elle suscite encore l'intérêt de certains producteurs qui visent l'export. En plein champ, ce sont les variétés Dahab, Elamane et Hm qui apparaissent comme les plus productives et les mieux commercialisables.

Quant aux variétés Daniela, Fatima et Ikram, elles se révèlent les moins performantes et les plus sensibles vis à vis du TYLCV aussi bien sous serre qu'en plein champ. A noter que sous l'effet des symptômes de ce virus, les fruits produits par les plants inoculés de la plupart des variétés testées perdent les calibres sollicités par le consommateur notamment. Toutefois il faut noter que la variété Super-red bien qu'infectée par le TYLCV, a peut jusqu'à 28% de fruits de calibres 1 et 2.

**Tableau 29: Analyse de quelques paramètres du rendement des variétés tolérantes testées à la station expérimentale Ait Amira sous serre**

PS : Plant sain (témoïn) PI : Plant inoculé. TR: Taux de perte = [(Poids des fruits PS – poids des fruits PI) / PS] x 100

Variété	Nombre total de fruits		Poids total des fruits		Poids moyen d'un fruit (g)	Poids des fruits commercialisables			Poids des fruits rejetés (écarts de triage)		
	(kg/plant)		(T/ha)			(kg/plant)	(T/ha)	% du pds total	(Kg/plant)	(T/ha)	% du pds total
<i>Bushra</i>	PS	42	3,94	79	95	3,62	72	92%	0,32	6	8%
	PI	22	1,44	29	71	1,3	26	85%	0,22	4	15%
	T.R.	48%	61%		25%	64%		-	31%		-
<i>Cornelia</i>	PS	48	3,55	71	74	3,13	63	88%	0,42	8	12%
	PI	26	1,88	38	67	1,51	30	90%	0,17 a	3	9%
	T.R.	47%	53%		11%	52%		-	60%		-
<i>Babette</i>	PS	38	3,75	75	98	3,49	70	93%	0,26	5	7%
	PI	24	1,53	31	64	1,35	27	88%	0,17	3	11%
	T.R.	38%	59%		34%	61%		-	35%		-
<i>Zahira</i>	PS	48	4,43	89	92	4,14	83	93%	0,29	6	7%
	PI	32	1,97	40	55 b	1,54	31	87%	0,22	4	13%
	T.R.	34%	60%		40%	63%		-	24%		-
<i>Super Red</i>	PS	27	3,29	66	121	3,12	62	95%	0,17	3	5%
	PI	18	1,79	36	99 a	1,57	31	90%	0,18	4	10%
	T.R.	35%	47%		18%	50%		-	6%		-
<i>Ikram</i>	PS	67	4,81	96	72	4,48	90	93%	0,33	7	7%
	PI	26	1,57	32	59	1,3	26	85%	0,23	5	15%
	T.R.	61%	68%		18%	71%		-	30%		-
<i>Fátima</i>	PS	54	3,2	64	59	2,63	53	82%	0,57	11	18%
	PI	0	0	0	0 c	0	0	0%	0	0	
	T.R.	100%	100%		100%	100%		-	100%		-
<i>Daniela</i>	PS	41	2,98	60	72	2,24	45	75%	0,74	15	25%
	PI	0	0	0	0 c	0 b	0	0%	0	0	
	T.R.	100%	100%		100%	100%		-	-100%		-



Photos 21: Effet du TYLCV sur les variétés testées en plein cham

**TROISIEME PARTIE**

**MESURES DE LUTTE ENTREPRISES CONTRE LE *TYLCV* ET SON  
PRINCIPAL VECTEUR *B. TABACI***

Plusieurs producteurs marocains de tomate sous serre, sont devenus à travers le pays hautement spécialisés et conscients des problèmes phytosanitaires qui risquent d'infliger des pertes. Leur principal objectif étant la bonne production (qualité et quantité) destinée à la consommation ou à l'exportation, raison pour laquelle ils sont appelés à respecter les normes internationales en matière d'écarts de triage et de résidus tolérables. Pour cela ils tiennent compte du coût de leurs interventions par rapport au coût de la production, et choisissent entre une lutte chimique aveugle et coûteuse, et une lutte raisonnée, économique, et intelligente. Pour réussir cette stratégie, ils évitent la lutte individuelle et s'orientent vers une protection phytosanitaire collective qui tient compte de différentes données:

- Intervention des inspections de la protection des végétaux ;
- organisation en groupes pour mener à bon des luttes collectives;
- surveillance des frontières pour éviter l'introduction de ravageurs indésirables ;
- contrôle des foyers et/ou éradication des sources des infestations;
- homologation de nouveaux pesticides ayant démontré leur efficacité après expérimentation ;
- essai d'autres méthodes de lutte;
- évaluation de la situation phytosanitaire en vue de prévoir les risques encourus par un ravageur.

Toutes ces mesures permettent de donner pour chaque campagne les dates exactes de début et de fin de risque sur la base d'un programme d'avertissement agricole dont l'organisation consiste à recueillir toutes les informations nécessaires sur le climat, la plante hôte et le ravageur en question.

C'est avec cet esprit que les agriculteurs se sont mobilisés dans la région du Souss – Massa pour faire face à *Bemisia tabaci*, principal vecteur du *TYLCV* depuis la pépinière jusqu'à la fin de la récolte.

## CHAPITRE I: MESURES PREVENTIVES EN PEPINIERE

Le premier souci qui inquiète les producteurs est le démarrage de la culture de tomate avec des plants non infestés :

☞ Certains préfèrent monter leurs propres pépinières. C'est le cas de la majorité des grands serristes à Massa et en partie à Biougra, qui comptent sur leurs propres moyens et leur technicité (équipement disponible et traitements) pour contrôler régulièrement les plants et les protéger. En cas de besoin, ils font appel à d'autres pépinières agréées. 54% des plants proviennent de ces pépinières locales. A Ouled Taïma tous les agriculteurs enquêtés produisent leurs plants de tomate de plein champ.

☞ d'autres s'approvisionnent auprès de pépinières agréées qui leur garantissent un matériel végétal indemne de maladies dont le *TYLCV*. 44% des plants sont fournis par trois pépinières agréées: La Grow Group (21%), la Rosaflor (14 %) et la Maraissa (9%). Les deux dernières sociétés satisfont tout d'abord leurs besoins en qualité de groupes de production et d'exportation, ensuite elles répondent aux besoins de certains de leurs clients;

☞ Un troisième groupe de producteurs utilise les deux types de pépinières, il considère qu'il peut avoir plus de chance et de sécurité pour produire des plants vigoureux.

La majorité des pépinières locales sont protégées dans la région du Souss Massa par des serres canariennes en bois (Photo 22); le coût de production y est inférieur à celui des serres métalliques. Dans les pépinières agréées, c'est surtout la *Delta 9* (Photo 23) qui est la plus utilisée par les sociétés Grow Group, Maraissa et Rosaflor. Les autres types de serres comme la Socodam et la Multichapelle ne sont que rarement utilisées pour des pépinières locales. Dans certains cas les plants peuvent être produits entièrement à l'air libre ou dans de petites structures en plastique déchiré qui servent de "pépinière".

Les semis sont faits à des dates différentes qui permettent de distinguer selon le langage agricole entre le semis extra précoce (avant le 15 juillet) ; le précoce (du 16 au 30 juillet); le semi précoce (du 1<sup>er</sup> au 15 Août); le tardif (du 16 au 31Août) et l'extra-tardif (après le 1<sup>er</sup> Septembre). Dans la région une grande part de la superficie de tomate est semée précocement: 73% à Massa et

92% à Ouled-taima. Les agriculteurs primeuristes sont contraints, d'une part, par la période et le quota de la production à exporter entre novembre et fin mars, et d'autre part, par l'importance du marché local qui absorbe une bonne part de cette production à des prix intéressants au mois sacré du Ramadan qui coïncide à cette décennie avec l'automne et l'hiver. A Biougra, 40% de la superficie est semée tardivement; les producteurs touchés précocement par le *TYLCV* ont tendance à retarder leurs semis pour éviter les risques de perte.

Pour protéger leurs pépinières, plusieurs agriculteurs utilisent des combinaisons de filets pour assurer une meilleure protection des plants, surtout lorsqu'un seul type de filet ne constitue pas toujours une barrière contre *B. tabaci*, de taille plus petite. Les combinaisons rencontrées sont: le (6x9+10x14), le (10x14+10x16), le 10x14 doublé, le (10x14+P17), le (10x16+P17). Certains d'entre eux confectionnent des portes SAS de 2 à 6 entrées pour éviter le déplacement anarchique des ouvriers et du matériel végétal infesté. Il faut noter toutefois qu'il existe encore des pépinières qui sont installées à l'air libre par manque de technicité, de vulgarisation ou de moyens.

En plus de ces mesures le paillage suscite lui aussi l'intérêt des producteurs : 40% d'entre eux utilisent un paillage blanc, alors que 23% préfèrent le paillage noir. Quelle que soit sa couleur, les agriculteurs réutilisent généralement dans la pépinière le paillage qui a déjà servi dans la serre de production pour se débarrasser des mauvaises herbes, hôtes privilégiés de *B.tabaci*. Par ailleurs, il faut noter que 11% des producteurs utilisent des tablettes surélevées pour que les plants restent à une hauteur de 40 à 50 cm éloignés du sol.

Pour mieux contrôler le vecteur du *TYLCV*, les agriculteurs ne se contentent pas uniquement de l'équipement serre et de la prophylaxie, mais ils traitent régulièrement avec des produits variés:

- Avant semis, ils désinfectent la serre pépinière avec des produits homologués dont les plus utilisés sont les insecticides (62,8%) suivis par les fongicides, les acaricides et les nématicides (21,6%) et enfin le formol et l'eau de javel (15,6%);
- après semis, ils traitent avec des pesticides jugés efficaces: 65,5% sont des insecticides et 16% sont des fongicides. Parmi les insecticides, les matières actives les plus utilisées en pépinière sont: l'Imidaclopride (13,7%), le Méthomyl (5,2%), le Méthamidophos (8,1%), l'Acetamipride (5,4%) et l'Abamectin (2,9%).



**Photo 22 : Pépinière dans une serre canarienne**



**Photo 23: Pépinière dans une serre Delta 9**

## CHAPITRE II: METHODES DE LUTTE EN SERRE DE PRODUCTION

Depuis l'introduction des serres au Maroc, les producteurs ont eu recours à différents systèmes d'abris; leur choix reposait sur des critères comme la superficie réservée à la culture, les dimensions de la serre, la nature et l'étanchéité du plastique, les mailles du filet, le type du montage, le système d'aération... Parmi ces critères, c'est surtout le degré d'ouverture de la serre qui prime; il est défini comme étant le rapport de la superficie ouverte à celle couverte. En effet certaines serres s'ouvrent sur toute la hauteur alors que d'autres ne s'ouvrent qu'en partie par un dégagement du plastique vers le haut, vers le bas ou vers les côtés latéraux (Photos 24a,b & c). Dans d'autres cas, les serres sont munies uniquement de filets sur toute la hauteur, là où le vent n'aurait pas d'effet significatif. Par ailleurs, il faut signaler que la majorité des serres sont équipées de faîtières et souvent orientées en Nord-Sud pour bénéficier de plus de lumière dans les deux côtés des rangées de la tomate.

Dans la région du Souss Massa, les serres canariennes en bois occupent 74,6% de la superficie de tomate, tandis que les autres types ne couvrent que 12% pour les canariennes métalliques, 4,7% pour les multichapelles, 3,8% pour les Tombarello, 4,4% pour les Delta 9 et 0,5% pour les Socodam. A ce propos il faut noter que 42,5% des serres comprises entre 0,5 et 1 ha sont des canariennes; celles de moins de 0,5 ha peuvent être des canariennes (8%) ou des Delta 9 (4%), alors que les grandes serres de plus de 2 ha regroupent les canariennes en bois et en métal, les multichapelles et les Tombarello (Photos 25).

Quant à la taille, il apparaît que la serre canarienne de 4 mètres de hauteur est la plus utilisée. Les autres grandes serres, de 6 mètres, regroupent, en plus de la serre canarienne en bois, la serre métallique, la Tombarello et la multichapelle. Celles de 3 mètres, par contre, concernent toujours la serre canarienne en plus de la Delta 9, et rarement la Socodam.

### I. Mesures prophylactiques

#### I.1 Etat sanitaire et propreté de la serre

##### a- Le paillage de la serre

Dans 89% des serres prospectées, les producteurs utilisaient un paillage en plastique noir; pour éviter le développement des mauvaises herbes (Photos 26).Le paillage blanc ou jaune est rare.

## **b- Les bandes et les plaques jaunes**

Parmi les mesures entreprises pour intervenir contre les aleurodes, les plaques jaunes engluées restent un moyen utile de prévision et de lutte contre les aleurodes. Généralement, il est conseillé d'utiliser au moins 8 plaques par hectare; or le prix d'un paquet de 10 plaques coûte plus de 150 DH, soit 120 DH à l'hectare. La plupart des agriculteurs jugent trop cher le recours à ces pièges; ils le remplacent par des bandes jaunes en plastique imbibées d'huile ou de graisse (Photos 27) qu'ils répartissent dans la serre (100 m<sup>2</sup> de bande à l'hectare) et qu'ils changent après saturation. Il est à signaler que ces bandes sont utilisées comme pièges de masse dans 94% des serres, alors que les plaques jaunes ne sont rencontrées que dans 65% des abris visités, surtout lors des premières semaines de plantation.

## **c- Le chaulage**

Le chaulage du plastique est appliqué surtout pendant les mois les plus chauds de l'année sur le côté Est de la serre de production. Il permet selon certains agriculteurs, de diminuer la température et d'éviter le stress de la tomate, tout en contribuant à la réduction de l'activité du vecteur et des chances de transmission du *TYLCV*. D'autres considèrent que le plastique peut facilement s'abîmer lors du chaulage sous l'effet de la haute température. En tout cas 60% des producteurs enquêtés ne chaulent pas.

## **d- Le précédent culturel et le vide sanitaire**

Dans la région, ce sont surtout la tomate, elle même, le melon, la pastèque et le poivron qui constituent les principaux précédents cultureux rencontrés. Or, toutes ces cultures constituent des hôtes privilégiés par *B.tabaci*, raison pour la quelle, les producteurs maintiennent une période de vide sanitaire (2 semaines à 2 mois) pendant laquelle toutes les mesures préventives sont prises pour éviter l'introduction du *TYLCV* (arrachage, désherbage, traitement insecticide, plants agréés, bon choix du filet, amélioration du système d'aération, confection des portes SAS...).

## **I.2 Les types de filets latéraux et faitiers**

Depuis l'apparition du *TYLCV*, le type de filet a engendré chez les agriculteurs une polémique d'opinions pour protéger la pépinière et la serre de production. En effet différents modèles de filets ont été commercialisés: le (6x9 càd 6 mailles fois 9 par cm<sup>2</sup>), le (10x14), le (10x16), le (10x20), le P17 (filet tissu à très petites mailles). Il ressort de notre enquête que 99% des serres

étaient équipées par le filet "Insect-Proof" latéral : 40% avec le (10x14), 10% avec le (6x9), 8% avec le (10x16) , 5% avec le (10x20) et le reste avec des combinaisons de filets. En effet nous avons observé dans certains domaines, des serres de production protégées comme les serres avec des combinaisons de filets qui traduisent à la fois l'esprit d'inquiétude et de rigueur avec lequel les producteurs affrontent le problème du TYLCV. Certains ont équipé leurs serres avec la combinaison (10x14+10x20); d'autres ont préféré le (10x14+P17) lorsqu'ils se sont rendus compte de l'infiltration de la mouche blanche à travers le (10x14). Or, il s'est avéré que pendant l'hiver et avec le froid, le P17 peut entraîner l'augmentation de l'humidité dans la serre par manque d'aération, d'où le risque de développement de *Botrytis cinerea*, l'agent causal de la pourriture grise de la tomate (sur fruits, feuilles et tiges). En effet nous avons enregistré - à cause du *Botrytis*- des taux d'arrachage (10 % à Biougra et 15% à Massa) parfois supérieurs à ceux provoqués par le TYLCV.

À l'issue de cette expérience vécue depuis 2001, les producteurs choisissent les filets (10x20) et (10x22) pour aérer leurs serres et empêcher les aleurodes d'y pénétrer. Cette aération ne peut être assurée que par la bonne gestion du plastique et par l'ajout de bandes de filets au niveau des faîtes et sur les côtés latéraux de la serre (Photos 28 et 29). C'est dans ce sens que l'on joue souvent sur la hauteur des filets latéraux pour répondre aux besoins de la culture en aération. À titre d'exemple dans les tunnels Delta 9, certains agriculteurs utilisent latéralement des bandes de filets d'un mètre de largeur, d'autres regroupent plusieurs tunnels et ajoutent des bandes communicantes de filets entre deux serres (Delta 9), de manière à pouvoir fermer chaque tunnel quand il fait froid et l'ouvrir quand il fait chaud (Photos 30).

Quant aux autres types de serres (canariennes, multichasse...) les hauteurs des filets latéraux sont variables, mais dans certains cas, ils sont utilisés sur toute la hauteur de la serre, alors que dans d'autres ils ne couvrent qu'une largeur qui ne dépasse guère deux mètres.

### **I.3 Les portes SAS et ouvertures de protection**

À côté des précautions prises sur les côtés latéraux et sur les faîtes de la serre, les agriculteurs procèdent au montage des SAS pour mettre en quarantaine leur production par crainte d'infiltration des aleurodes. Il s'agit d'un système de portes confectionnées en filet et/ou en plastique dans la partie Est à moindre mouvement du vent. Certains producteurs se limitent à un seul SAS, d'autres préfèrent deux SAS qu'ils plaquent dans les parties Est et West de manière à avoir la possibilité de passer de l'un vers l'autre. Ces SAS peuvent

avoir entre 2 à 5 entrées qui revêtissent différentes formes (Photos 31) : normales, serrées, en labyrinthes, grandes, petites...). Dans la région du Souss, 45% des serres sont munies de SAS à deux entrées. En plus de ces SAS, certains producteurs confectionnent sur leurs serres, des ouvertures latérales, qui permettent aux ouvriers d'y entrer pour travailler (désherbage, effeuillage etc.) et déplacer les plateaux et les caisses sans être obligés d'y sortir. Cette disposition aussi modeste qu'elle soit, garantit un bon état sanitaire de la tomate. D'autres sont allés un peu plus loin en fabriquant des filets entre couloirs pour séparer les différentes serres en vue de limiter la circulation de tout vecteur de maladies.

#### **I.4 Les arrachages**

Le *TYLCV* peut apparaître dans les pépinières depuis juillet sur la tomate précoce, mais son intensité ne commence à devenir importante qu'en septembre - octobre. A partir de cette période les producteurs suivent de près l'évolution de la maladie et procèdent –en plus des mesures évoquées précédemment– à l'effeuillage, au désherbage et à l'arrachage des plants infestés (Photo 32). C'est une technique courante et connue dans toutes les d'exploitations de la région, qu'elles soient de petite ou de grande taille. A Massa, plus de 17,5% de plants sont arrachés; les producteurs exportateurs de tomate y sont très prudents et vigilants vis à vis des risques encourus par la maladie. A Biougra et à Ouled-taima le taux d'arrachage ne dépasse guère 10%.

Toutefois le rythme et l'intensité des arrachages peuvent dépendre de facteurs liés à la structure de la serre et des techniques culturales. A titre d'exemple, dans les serres Socodam, Delta 9, Tombarello et Multichapelle, les arrachages sont assez faibles (2 à 4%); le contrôle y est plus facile grâce à leur petite taille et à leur bonne étanchéité. C'est surtout dans les serres canariennes en bois où l'on arrache le plus de plants (12% à 18%) à l'hectare; ce type de serre présente souvent des déchirures aux points de sutures du plastique avec le bois qui sert d'armature. Quant aux serres métalliques, deux cas se présentent: celles conçues pour la tomate, ne présentent pas des taux d'arrachage significatifs et celles destinées à la banane, mais dans lesquelles plus de 60% des plants peuvent être arrachés. Ce dernier type est souvent déconseillé car la conception de montage de la serre avec de larges bandes de filets s'étendant depuis les faîtières sur les côtés jusqu'au sol, créent pour l'aleurode plus d'espace qui lui permet de se propager sans difficultés.

Ce sont surtout les variétés *Gabriela*, *Daniela*, et *Durinta* conduites en deux brins, qui sont les plus exposées à l'arrachage dont le taux varie de 11 à

18% dans les serres et 30 à 100% en plein champ dans la région d'Ouled-taima. Les producteurs de cet axe optent souvent pour des variétés tolérantes qui ne semblent pas exiger trop de charges phytosanitaires; elles sont moins rentables et vendues à des prix faibles, mais, qui leur couvrent au moins les charges d'entretien et de production.

Sur le plan phytosanitaire, les traitements chimiques ne réduisent pas forcément les taux d'arrachage à cause parfois des malades enregistrées dans l'usage des pesticides. Cependant l'usage régulier des pièges jaunes englués comme moyen de lutte a bien démontré son efficacité; leurs utilisateurs pas plus de 2,4%, alors que ceux qui se satisfont des bandes ou des non renouvelées, arrachent jusqu'à 14%.

### **I.5 Les variétés tolérantes**

Plusieurs variétés de tomate sont disponibles (rondes, en grappe, cocktail et cerise) dans la région; elles permettent à l'agriculteur un choix assez large pour exporter une tomate de qualité qui répond aux exigences des marchés destinataires. Les variétés les mieux appréciées restent la Gabriela (47%) et la Daniela (33%); elles assurent un tonnage et un calibre meilleurs, mais elles sont malheureusement très sensibles au *TYLCV*. Pour cela les producteurs optent parfois pour le choix de nouvelles variétés tolérantes comme moyen de lutte à tenter contre le *TYLCV*. Durant la période de notre enquête, 6% de la superficie de tomate était plantée par la variété *Tilila* suivie par *Dahab* et *Cornelia*. Les autres variétés testées étaient d'une importance secondaire. En général, il semble que les variétés tolérantes ne satisfont pas tous les producteurs : En plein champ certains se seraient réjouis de leur production destinée principalement au marché local ; elle leur permet au moins de se rattraper au lieu de perdre toute la culture. D'autres, dans leur majorité des serristes, ne sont pas encore convaincus de cette tolérance, ni de la fermeté, ni du tonnage qui ne répondent pas à leurs attentes. C'est pourquoi, des essais continuent d'être entrepris par différents organismes distributeurs de semences, pour sélectionner de nouvelles variétés tolérantes répondant aux normes suivantes : un bon calibre, une fermeté acceptable, une homogénéité des fruits, un nombre de fruits suffisants par bouquet, plants vigoureux et une résistance aux maladies.

## II. Moyens chimiques

### II.1 Diagnostic

La lutte contre les aleurodes était toujours chimique à cause de sa simplicité et de sa rapidité relative dans certains cas. Elle reste pour la majorité des agriculteurs, le premier moyen qui leur permet de limiter la dissémination des mouches blanches et d'assurer une production régulière et rentable. Cependant ils restent parfois soucieux et douteux dans le choix d'un insecticide de qualité aussi parfaite que possible. Les critères suivants peuvent les orienter vers un produit efficace:

- Toxicité maximale pour l'espèce à combattre;
- toxicité minimale ou absence de toxicité pour les insectes utiles et auxiliaires;
- bonne persistance d'action biologique;
- moins toxique et moins phytotoxique;
- sans problème de résidus à la récolte.

Les insecticides utilisés peuvent être des ovicides (contre les œufs), des larvicides (contre les larves), des adulticides (contre les adultes) ou des perturbateurs de la mue, qui agissent par contact, par ingestion ou par inhalation:

Malheureusement, au fil des années, la méthode chimique s'est montrée, insuffisante, voire même nocive à cause de plusieurs de ses inconvénients qui se révèlent de nos jours plus graves que l'on ne l'avait supposé. En effet ces substances posent un certain nombre de problèmes physiologiques, médicaux, et surtout écologiques dus à leurs caractéristiques physicochimiques et à la mauvaise utilisation :

- un trop large spectre d'action: sur environ 3 millions d'espèces d'insectes 0,1% tout au plus serait nuisible, tous les autres étant inoffensifs ou utiles (prédateurs, parasitoïdes, pollinisateurs ...);
- toxicité aigue ou chronique généralement importante pour les Vertébrés et pour la majorité des Invertébrés aquatiques et terrestres;
- l'emploi prolongé ou abusif peut être suivi d'une multitude d'effets non intentionnels, néfastes ou indésirables, imprévisibles a priori, qui se révèlent de

façon progressive après des années d'application sur le plan écologique;

- l'augmentation de la dose et l'utilisation répétée du même insecticide induit chez les aleurodes l'apparition progressive de souches résistantes à une ou plusieurs familles d'insecticides. Selon **Cahill & al (1996)**, *B.tabaci* aurait manifesté ces dernières années une résistance croisée à différents produits comme les Pyréthriinoïdes de synthèse (Cyperméthrine, Bifenthrine), les Organophosphorés (Malathion, Pyrimiphos), les Chloronicotinylns (Imidaclopride, Acétamipride) et des Thiadiazines (Buprofezine).
- développement de nouveaux ravageurs et biotypes dont la nocivité était autrefois négligeable: Biotypes B et Q de *B. tabaci*, Acariens *Tetranychus* et Thrips.
- l'explosion démographique des populations de *B. tabaci* (climat des serres, diversité et disponibilité des plantes hôtes), le chevauchement entre générations, la présence de tous les stades et la résistance des œufs et des pupes aux insecticides rendent la lutte chimique très difficile;

Les conséquences de l'usage des pesticides imposent une série de précautions pour protéger à la fois l'utilisateur, la culture, le milieu naturel et le consommateur contre d'éventuels risques :

- **Avant emploi** : Les pesticides doivent être stockés dans leur emballage d'origine avec son étiquette, dans des locaux ou armoires bien fermés, éloignés des aliments et des lieux fréquentés par les enfants. Ils ne doivent jamais être transportés dans d'autres récipients;
- **Lors de l'emploi** : L'opération revêt différentes mesures à respecter:
  - traiter avec des produits homologués.
  - respecter les délais de traitements avant récolte pour protéger le consommateur,
  - bien alterner les matières actives pour éviter les problèmes de résistance,
  - éviter les surdosages et les produits toxiques
  - réduire le nombre de traitements et renforcer le système de prévention;
  - s'orienter vers l'utilisation des produits microbiologiques et des "IGR" à effet démontré sur le blocage de la mue;

- respecter l'effet toxique des pesticides sur les pollinisateurs et la faune antagoniste
  - Durant la préparation de la bouillie et la pulvérisation du produit (ou épandage), la personne concernée doit porter des gants, des lunettes et un masque pour ne pas respirer de la vapeur ou recevoir sur la peau des éclaboussures;
  - le matériel utilisé ne doit servir qu'à son usage, mais si par hasard il est cassé ou renversé il faut éviter d'éponger le produit par un chiffon. ;
  - éviter de projeter le produit sur la peau et pulvériser dans le sens du vent tout
  - il est interdit de fumer, de manger et de souffler dans les jets des pulvérisateurs s'ils sont bouchés.
  - Pour les produits volatils il faut toujours chercher à traiter soit le matin de bonne heure ou plus tard le soir puisque les dégagements des vapeurs sont moins intenses.
- **Après emploi** : Changer les vêtements, se laver abondamment les mains et le visage, rincer soigneusement le matériel de traitement, brûler l'emballage vide et l'enterrer profondément dans le sol loin d'une source d'eau, d'un puits, d'un cours d'eau, du bétail et des enfants.

Dans la région du sous Massa, les principaux problèmes phytosanitaires contre lesquels les producteurs de tomate traitent, sont par ordre décroissant : la teigne mineuse *Tuta absoluta*, les Noctuelles, les aleurodes, le mildiou, le Botrytis, l'Oïdium, les acariens, les mouches mineuses et autres. En qualité de vecteur du TYLCV, *B.tabaci* constitue la première cible contre laquelle 12 à 13% des traitements sont destinés entre juillet et novembre à raison de 2 traitements par semaine. Cette période coïncide dans la majorité des exploitations avec la transplantation et le développement des jeunes feuilles si sensibles aux attaques des mouches blanches.

A partir des premières récoltes du mois d'octobre, la fréquence des traitements contre les aleurodes commence à diminuer pour ne représenter que 4% des interventions effectuées en décembre (en moyenne 1 traitement par semaine). A cette période automnale il est probable que le climat réduise les populations du vecteur en faveur de quelques maladies cryptogamiques comme le *Botrytis*, le *mildiou* et l'*oidium*, contre lesquels les traitements fongicides sont accentués. Juste après la levée du froid, les aleurodes reprennent leur activité et

commencent à constituer un danger contre lequel, le producteur reste mobilisé jusqu'à la fin de la culture.

## **II.2 Principaux insecticides utilisés contre *B.tabaci***

Sur la totalité des pesticides utilisés dans la région, les insecticides représentent 54,7% suivis par les fongicides (38,8%), alors que les acaricides, les nématicides et les herbicides ne représentent que 6,5%. Le tableau 40 présente la liste des principales matières actives insecticides, classées par ordre décroissant selon l'importance de leur utilisation dans la région (TU). Il en ressort que le méthomyl (Salvador et Lannate) et fut le plus utilisé, suivi par la déltaméthrine (décis) et le thiamethoxam (Actara). Ces produits sont relativement moins chers et assez efficaces contre les aleurodes, s'ils sont bien appliqués. En effet la majorité des producteurs de la tomate d'export prennent toutes les précautions nécessaires pour traiter selon les normes recommandées par le fabricant et le pays destinataire. Ils respectent les doses indiquées sur les emballages, bien que certains aient souvent tendance à sous doser, surtout les spécialités à base de méthomyl par crainte des problèmes qui peuvent résulter des surdosages. De même, ils choisissent les spécialités autorisées contre les aleurodes, qui leur permettent d'alterner leurs interventions avec des matières actives appartenant à différents groupes chimiques. A titre d'exemple le méthomyl (Carbamate), et l'imidaclopride (Chloronicotinyles) sont souvent utilisés en alternance par les producteurs Ce dernier produit n'est utilisé que durant la période qui précède la première récolte d'octobre pour éviter tout risque de son accumulation dans le fruit. Dans ce sens toute production destinée à l'export subit une analyse préalable effectuée par l'EACCE (Etablissement Autonome de Coordination et de Contrôle des Exportations) qui vérifie sa conformité aux normes exigées par le destinataire et éviter le risque de refoulement. Donc, une attention particulière est donnée généralement aux matières actives à faible LMR (Limite maximale résiduelle) comme le méthidathion et l'abamectin à LMR de 0,02 mg/kg, la cyperméthrine, le pyrimiphos méthyl à LMR de 0,05 mg/kg. Contre les pollinisateurs, aucun effet de toxicité n'a été rencontré pendant notre enquête sur les bourdons.

Au départ, un seul insecticide, le méthomyl était autorisé contre les aleurodes en maraîchage, mais, depuis l'apparition du *TYLCV*, les producteurs se sont trouvés démunis de moyens chimiques pour compléter et raisonner leur stratégie de lutte. Pour cela, ils ont demandé au ministère de tutelle, d'étendre l'homologation à d'autres matières actives ayant démontré leur efficacité contre les aleurodes à travers le monde, notamment dans les pays de l'Union Européenne. Actuellement une dizaine de produits sont homologués sur tomate

(Tableau 30) : l'Azadirachtine, Buprofézine Cinammaldehyde, Dyoctilsulfosuccinate de Sodium, Imidaclopride, Novaluron, Paecilomyces fumoroseus (produit biologique), Pymétrozine, Pyridabène, Thiachlopride et Thiamethoxam. A la lumière de cette décision la plupart des agriculteurs enquêtés traitent avec au moins deux produits en plus du Méthomyl et/ou de l'endosulfan. Par exemple, le Thiamethoxam est utilisé par 63% d'entre eux, l'Imidacloprid par 58%, la Pymétrozine par 36%, la Pyridabène par 31%, le Novaluron par 29% et la Cinnamaldehyde par 5%.

### **II.3 Difficultés d'utilisation**

Au cours de leur itinéraire technique, les agriculteurs rencontrent souvent des problèmes qui se traduisent par des maladroites de la gestion phytosanitaire. Certains produits sont utilisés contre les aleurodes bien qu'ils soient recommandés pour d'autres ravageurs: La Cyromazine d'usage normal contre les mineuses, la Deltaméthrine conseillée contre les noctuelles, la Lambda-cyhalothrine, autorisée contre les pucerons.

Généralement la majorité des producteurs traitent 1 à 3 fois avec la même matière active, mais quelques uns dépassent cette moyenne.

Les cas de surdosage des spécialités sont courants dans certaines exploitations démunies de moyens techniques et d'encadrement..

Parmi les autres difficultés rencontrées en lutte chimique, les mélanges suscitent une attention particulière des producteurs; ils cherchent toujours à avoir une compatibilité adéquate entre les pesticides utilisés (agronomique, biologique, physique). Pour cela ils font eux mêmes des tests préalables de mélanges de petites quantités des spécialités pour vérifier quelques paramètres comme l'effet phytotoxique sur la tomate; le volume de la bouillie à utiliser par hectare; le matériel de traitement notamment les filtres et les buses des pulvérisateurs; la finesse et la répartition des gouttelettes pulvérisées; l'état des particules (agglomération ou non), la viscosité du mélange (formation de gel ou de grumeaux)...Généralement les mélanges sont constitués de deux produits, le plus souvent un insecticide et un fongicide, mais parfois ils comptent entre 3 et 5 produits.

Contre les aleurodes, certains producteurs mélangent surtout le Méthomyl (Carbamate) avec l'un des pyréthrinoides de synthèse homologués dont les modes d'action sont différents. L'effet synergique des deux produits mélangés permettrait une action conjuguée se traduisant par une efficacité meilleure que celle qui résulterait de l'addition de leurs efficacités individuelles. En tout cas,

tous les mélanges utilisés regroupent les deux modes d'action, systémique et de contact.

#### **II.4 Paramètres de protection**

Bien que la majorité des producteurs veillent à produire une tomate de qualité répondant aux exigences du consommateur, ils sont de temps à autre confrontés à des difficultés d'écoulement vers le marché extérieur, surtout européen à cause du quota imposé et de la période limite d'exportation. A cela s'ajoute le système des contrôles aux frontières européennes qui exigent des produits sains, indemnes de tout type de résidus. Au tableau 41 sont présentés certains paramètres à prendre en considération lors des traitements pour éviter tout risque de résidus, notamment la durée de traitement avant récolte (DAR) et la limite maximale des résidus (LMR) sur tomate avec l'action qui doit être entreprise sur les ruches. Ainsi, la diversité de ces paramètres impose une prudence particulière envers l'usage de certaines matières actives au moment de la récolte à cause de leur DAR élevé surtout lorsque la production est destinée au marché local, là où elle ne fait l'objet d'aucune analyse de résidus. A titre d'exemple on peut citer à titre d'exemple le cas du Méthidathion (28 jours avant récolte), celui du Pyridabene (30 jours avant récolte), et enfin celui du Chlorpyrifos-éthyl (21 jours) qui est de moins en moins utilisé.

En revanche, la production destinée à l'export subit dans la plupart des cas une analyse effectuée par l'EACCE (Etablissement Autonome de Coordination et de Contrôle des Exportations), pour que le producteur exportateur puisse s'assurer de la conformité de sa production aux normes exigées afin d'éviter le risque de refoulement. C'est pour cela qu'une attention particulière est donnée aux matières actives à faible LMR, avec lesquelles les agriculteurs gèrent bien leurs traitements: l'Abamectin et le Méthidathion (0,02 mg/kg), la Cyperméthrine et le Pyrimiphos méthyl (0,05mg/ka) et autres.

D'autre part, il ne faut pas négliger l'effet nocif des matières actives sur les bourdons, les ennemis naturels surtout qu'une bonne part des agriculteurs installe des ruches pour augmenter la fécondation de la plante. Leur nombre varie de 6 à 8 ruches à l'hectare selon la superficie de la serre, le stade végétatif de la tomate mais aussi des moyens financiers. En fait, aucun effet de toxicité des bourdons n'a été rencontré pendant notre enquête dans la région du Souss, Néanmoins, quelques problèmes de nouaison pendant le premier et/ou le deuxième bouquet peuvent être enregistrés chez quelques agriculteurs; leur avortement peut être dû à l'introduction tardive des ruches. Dans d'autres cas, l'augmentation de la température et le manque d'aération suite à l'utilisation du

filet Insect-Proof notamment le 10x14 auquel on a ajouté le P17. Pour éviter cette contrainte, les producteurs font recours dans certains cas à l'utilisation d'un système de brumisation installé sur les filets au niveau des couloirs qui séparent les serres.

Quant aux ennemis naturels, il est admis que la punaise prédatrice *Nesidiocoris tenuis* et les parasitoïde *Eretmocerus eremicus* et *E. mundus* sont bien adaptés et souvent lâchés dans certains domaines agricoles. Il faut donc veiller à ne pas perturber leur action antagoniste et à ne pas interrompre l'équilibre biologique. Ceci peut induire une pullulation incontrôlable de *B. tabaci*. Au Texas, **Stansly et Tong-Xian (1994)** rapportent que les *Eretmocerus sp.* seraient plus tolérants aux insecticides que les autres auxiliaires et ajoutent que les huiles, les insecticidal soap et les extraits des plantes peuvent jouer un rôle positif dans le maintien de l'équilibre naturel. Toutefois certaines huiles minérales peuvent s'avérer toxiques aux Chrysopes et certaines espèces d'*Encarsia* comme *E.pergandiella*.

## **II.5 Mode d'application des différents traitements**

La formulation de la majorité des spécialités commerciales utilisées, fut conçue pour la pulvérisation qui reste le mode de traitement le plus utilisé. Mais comme *B. tabaci* se nourrit généralement sur la face inférieure de la feuille; elle y est touchée difficilement. La quantité du produit généralement pulvérisée à ce niveau ne dépasse guère 40 à 50% (**Stansly et Tong-Xian, 1994**), raison pour laquelle certains auteurs recommandent d'augmenter le volume de la bouillie pour résoudre ce problème de couverture, mais ceci demande plus d'investissement et peut avoir des répercussions négatives (Résistance, résidus, phytotoxicité...).

Actuellement plusieurs producteurs optent pour l'application des pesticides en goutte à goutte, notamment les fongicides et des insecticides comme l'Actara et le Confidor. Ce mode d'application serait plus apprécié dans la mesure où le traitement ne provoque pas l'augmentation de l'humidité de la serre surtout dans le cas des fongicides.

En définitive, il faut signaler que 34% des agriculteurs traitent avec une station fixe de traitement sur 53% de la superficie, 58% avec des tracteurs sur 46% de la superficie, 4% avec un moteur à gaz et 5% avec un pulvérisateur à dos sur des superficies égales de 1% de la superficie totale enquêtée. C'est ce qui explique l'intensité de la pulvérisation par rapport au poudrage, trempage et arrosage.

### III. Mesures biologiques

Elles consistent à limiter la pullulation des aleurodes par le renforcement de la faune auxiliaire existante et par l'introduction de nouveaux ennemis naturels capables de s'adapter dans le milieu naturel de l'espèce nuisible. Les groupes d'ennemis les plus actifs appartiennent à la classe des insectes et à l'ordre des acariens répartis selon leur régime alimentaire en prédateurs et parasitoïdes. Parmi les prédateurs on peut citer les Hétéroptères (*Anthocorides*, *Mirides*..), les Coléoptères (Coccinelles) et les Nevroptères (Chrysopes). Parmi les parasitoïdes ce sont surtout les *Hyménoptères Aphelinidae* qui suscitent le plus d'intérêt.

Cette lutte biologique exige une connaissance parfaite des cycles de développement des aleurodes et de leurs ennemis en vue de repérer les périodes de leur coïncidence spatiale et temporelle. Qu'elle soit autochtone ou introduite la faune auxiliaire doit être protégée et renforcée en lui assurant de meilleures conditions de nutrition et de développement. En cas d'introduction ou de lâcher, l'entomophage doit répondre à certains critères:

- ☞ avoir une capacité de découverte de l'hôte ou de la proie;
- ☞ avoir un taux de reproduction élevé,
- ☞ présenter les facultés d'adaptation et d'acclimatation dans différentes conditions écologiques pour coloniser le milieu de son hôte ou de sa proie;
- ☞ avoir une certaine spécificité prédatrice ou parasitaire qui n'empêcherait pas de l'élever sur un hôte de substitution;
- ☞ être facile à élever.

Parmi les ennemis naturels inféodés aux aleurodes, certains ont marqué l'histoire de la lutte biologique par le succès de leur adaptation et leur efficacité. Nous en citons les plus importants:

#### III.1 Les prédateurs

En plus de la punaise *Nesidiocoris tenuis* et la coccinelle *Nephaspis occulatus*, deux autres insectes prédateurs sont recensés parmi ennemis les plus redoutables des aleurodes à travers le monde. Il s'agit de la punaise *Macrolophus caliginosus* Wagner (*Hétéroptère, Miridae*) et de la coccinelle *Delphastus pusillus* Leconte (Coléoptère, *Coccinellidae*)

a/ *Macrolophus caliginosus*

C'est une espèce originaire des pays du Bassin méditerranéen, où elle apparaît spontanément dans les serres ou tunnels où peu de pesticides sont appliqués. Au Maroc, elle fut introduite et lâchée à plusieurs reprises, sans succès à cause de ses difficultés d'adaptation dans les conditions de la serre en plastique au sud marocain.

C'est une punaise verte claire et mesure 2.9 mm à 3.6 mm, elle a des yeux rouges, et de longues pattes avec lesquelles elle se déplace assez vite, même sur des feuilles poilues. La femelle est un peu plus grande que le mâle, son abdomen est plus gras terminé par un ovipositeur. Trois jours après accouplement, *M. caliginosus* pond en fonction de la température entre 100 et 250 œufs durant toute sa vie. Sa fécondité serait plus élevée en se nourrissant sur les œufs d'aleurodes que sur celles des acariens ou des pucerons. Après 11 jours d'incubation (25°C), l'œuf éclot et donne naissance à une jeune larve jaune-vert qui évoluera en 5 stades larvaires dont le plus âgé est vert clair. La durée du développement est d'environ 19 jours à 25°C et 110 jours à 15°C. Toutefois une température de 10°C arrête totalement le développement de l'insecte, alors que celle de 40°C lui serait létale (**Van schelt et al. 1996**).

Au terme de son développement, la larve du 5<sup>ème</sup> stade donnera naissance à un adulte vert clair dont la longévité varie selon la température de 40 jours (25°C) à 110 jours (15°C). Les mâles vivent plus longtemps que les femelles.

**Tableau 30 : Principaux insecticides homologués au Maroc contre les Aleurodes**

Matière active	Spécialité commerciale	Dose	Conditions d'application
Azadirachtine	Oikos	70cc/hl	Dès l'éclosion du ravageur
<i>Paecilomyces fumosoroseus</i>	Preferal	530g/ha	Dès l'éclosion du ravageur
Buerofézine	Aeclaud 25 sc	100cc/hl	Dès l'éclosion du ravageur
Cinnamaldehyde	Cinnacure A300	300cc/hl	Adultes, larves et oeufs
Déltaméthrine	Decis erotech	0,8L/ha	
Dyoctil sulfosuccinate de Sodium	Disolkyn	100cc/hl	
Essence d'orange	Limocide	0,4L/hl	
Huile de eucalyptus	SAF – T-SIDE	2L/hl	
Imidaclopride	Admire 200SL	50cc/hl	
Imidaclopride	Akcoerid sl	50cc/hl	
Imidaclopride	Confidor 200 OD	50cc/hl	Adultes, larves et oeufs
Imidaclopride	Confidor 200 SL	50cc/hl	Dès l'éclosion du ravageur
Imidaclopride	Confidor 70 WG	215g/ha	Traitement goutte à goutte
Imidaclopride	Imaxi 350 SC	30cc/hl	
Imidaclopride	Warrant 200 SL	50cc/hl	
Méthomyl	Jadarme 25WP	150g/hl	
Méthomyl	Lannate 20L	150-250 cc/hl	
Méthomyl	Lannate 25WP	180-200 g/hl	
Méthomyl	Salvador 25 SL	150-250 cc/hl	
Méthomyl	Salvador 25 WP	180-200 g/hl	
Méthomyl	Vitnam 20	150-250 cc/hl	
Monocotassium - Phosphate	Agri 50	300cc/hl	
Novaluron	Rimon10 EC	25cc/hl	
Pyméthrozine	Chess 50wg	40g/hl	Dès l'éclosion du ravageur
Pyridabène	Nexter WP	20g/hl	
Seiromésifén	Oberon 240 SC	60cc/hl	
Tau-Fluvalinate	Mavrik 2F	50cc/hl	
Thiacloprid	Calyso 480 SC	300cc/hl	Dès l'éclosion du ravageur
Thiacloprid + Déltaméthrine	Proteus 110 OD	0,6L/hl	
Thiaméthoxam	Actara 25WG	20g/hl	Adultes, larves et oeufs

**Tableau 31 : Importance des insecticides (TU) utilisées sur tomate**

Matière active	TU(%)	Matière active	TU(%)	Matière active	TU(%)
Méthomyl	18,72	Pymetrozine	3,06	Abamectin	0,75
Deltaméthrine	9,61	Etophenprox	2,53	Cinnamaldehyde	0,21
Thiaméthoxa m	7,37	Novaluron	2,48	Azadirachtine	0,12
Acetamipride	5,3	Bifenthrine	2,15	Cyromazine	0,12
Cyperméthrin e	4,93	Pyridabène	1,86	Diméthoate+Malathion	0,12
Imidaclopride	4,6	Pyrimiphos methyl	1,2	Pentoate	0,12
Savon	4,1	Diméthoate	1,16	Bacillus thuringensis	0,08
Metamidopho s	4,1	Ox. d'hydrogène	1,12	Clorpyrifos ethyl	0,08
L. cyalothrine	3,11	Méthidathion	0,79	Parathion méthyl	0,08

**Tableau 32 : Paramètres pris en considération en lutte chimique contre les Aleurodes**

Matière active	DAR (j)	Rémanence(j)	LMR en mg/kg	Action sur Ruches	Lutte intégrée
Abamectin	3	48	0,02	Retirer ruches (1-2j)	-
Acetamipride	15	21	-	Retirer ruches (1-2j)	Utilisée
Azadirachtine	0	0	-	Retirer ruches (1-2j)	Utilisée
Bacillus turingiensis	3	0	0	Couvrir les ruches	Utilisée
Bifenthrine	3	-	0,1	-	-
Chlorpyrifos Ethyl	21	90	0,5	Incompatible	Non utilisée
Cinnamaldehyde		21	-	Retirer ruches (1-2j)	Non utilisée
Cyfluthrine	14	-	0,05	Retirer ruches (1-2j)	-
Cyperméthrine	3	-	0,05	-	Non utilisée
Cyromazine	3	12	2	Retirer ruches (1-2j)	-
Deltaméthrine	3	72	0,2	Retirer ruches (1-2j)	Non utilisée
Dichlorvos	5	-	0,1	Retirer ruches (1-2j)	-
Diméthoate	15	-	1	Retirer ruches (1-2j)	-
Imidaclopride	14	10-15	0,1	Incompatible	Non utilisée
Lambdacyhalothrin	3	48	0,2	Retirer ruches (1-2j)	-
Malathion	15	-	0,1	-	-
Méthamidophos	14	15-21	1	Incompatible	Non utilisée
Méthidathion	28	-	0,02	Incompatible	-
Méthomyl	7	-	0,05	Incompatible	-
Novaluron	1-5	-	-	Retirer ruches (1-2j)	Utilisée
Parathion méthyl	15	-	0,2	-	-
Pyrimiphos Methyl		-	0,05	Incompatible	-
Pymetrozine	3	15-21	-	Couvrir les ruches	Non utilisée
Pyridabene	30	48	0,1	Retirer ruches (1-2j)	Non utilisée
Pyriproxyfen	3	>21	0,2	Retirer ruches (1-2j)	Utilisée
Thiaméthoxam	3	21	-	Retirer ruches (1-2j)	Utilisée
Thiocyclam	3	0	-	Couvrir les ruches	-
Thiometon	15	-	0,5	-	-

(--): information non disponible

Ce prédateur est particulièrement associé à l'entomofaune des *Solanacées* (Tomate, aubergine...); sa voracité ainsi que son seuil d'activité relativement bas (10°C) en font un auxiliaire complémentaire ou de substitution d'*Encarsia formosa*. Il attaque les différents stades des aleurodes, les œufs des Lépidoptères et des acariens. Occasionnellement, il peut se nourrir sur les mineuses et les pucerons mais ces derniers ne sont pas ses hôtes préférés. En pratique la quantité à utiliser dépend de la pression du ravageur. Au sud de la France par exemple **Trottin- Caudal et Millot, (1997)** conseillent de lâcher 3 à 4 individus/m<sup>2</sup> au début de la culture de tomate, suivis après une semaine par des lâchers de 16 à 20 individus d'*Encarsia formosa*/m<sup>2</sup>. Aux USA, **Hodde (1999)** note que 3 lâchers de *M.caliginosus* (0.5 à 1 individu/m<sup>2</sup>) à 2 semaines d'intervalle, permettent d'assurer un contrôle biologique suffisant de *T. vaporariorum*.

**b/ Delphastus pusillus**

C'est une coccinelle qui n'a jamais encore été rencontrée parmi les antagonistes associés aux aleurodes. L'adulte est de couleur noire brillante, d'une taille de 1.3 mm à 1.4 mm, trouvé pour la première fois en Amérique centrale et aux Caraïbes. L'insecte offre une des possibilités de lutte biologique si l'on tient compte de sa voracité et de sa prédation sélective vis à vis des mouches blanches (**Brazzle et al. 1992**). Trois à cinq jours après accouplement, la femelle pond ses premiers œufs au niveau de la partie supérieure de la plante et à la face inférieure de la feuille, de manière à les répartir entre les œufs et les larves des aleurodes à raison de 6 œufs par jour.

Après 4 jours d'incubation, la larve néonate éclot et commence immédiatement à se nourrir des œufs et des larves des aleurodes du voisinage, elle évolue en 4 stades larvaires dont le développement dure en moyenne 11 jours. A son terme, la larve du dernier stade se déplace vers des endroits abrités pour s'y nymphoser pendant 6 jours à 28°C et donner naissance à un adulte de couleur noire brillante. La durée totale du développement de la coccinelle est d'environ 21 jours, alors que sa longévité est de 60 jours pour la femelle et 49 jours le mâle.

En moyenne, un adulte peut consommer un œuf en 30 secondes, soit un total de 160 œufs/jour, alors que la larve à travers ses 4 stades peut consommer jusqu'à 1000 œufs jusqu'à son dernier stade. Selon des spécialistes de Biobest, les œufs des aleurodes stimulent la ponte chez la femelle de *D. pusillus*; elle aurait besoin d'au moins 10 à 15 œufs d'aleurodes pour pouvoir pondre, sinon

elle ne pondra jamais même en présence des larves et des pupes des aleurodes.

En matière de lutte, l'espèce n'est généralement efficace que dans les foyers où l'on enregistre une pullulation suffisante lui assurant sa subsistance, sinon elle est considérée comme un moyen secondaire utilisable en cas de nécessité avec *E. formosa*.

### III.2 Les parasitoïdes

A côté des *Eretmocerus sp*, un autre *Hyménoptère Aphelinidae* compte parmi les parasitoïdes d'intérêt incontestable dans la lutte biologique contre plusieurs espèces d'aleurodes inféodées aux Agrumes et aux Cultures maraîchères. Il s'agit d'*Encarsia formosa* Gahan.

C'est un parasite spécifique des aleurodes, doté d'une grande activité de recherche.. Après avoir parasité son hôte, il se déplace vers de nouvelles colonies. Son action parasitaire sur les larves est freinée par la présence du miellat produit par les aleurodes, mais elle est efficace dans les endroits où les colonies abondent. Dès l'apparition des premiers aleurodes, le parasite doit être rapidement introduit plusieurs fois, mais il est préférable d'envisager des lâchers préventifs avant l'apparition de l'hôte

C'est une espèce endophage qui évolue en 3 stades larvaires dont le dernier se transforme en une nymphe qui vire au jaune. Après émergence, la femelle localise son hôte et dépose son œuf sur n'importe quel stade larvaire d'aleurodes, mais le plus souvent, elle préfère le dernier stade larvaire ou la jeune pupa puisqu'ils lui offrent les meilleures chances d'un développement réussi. En général, une femelle peut déposer approximativement 10 à 15 œufs par jour, soit un total de 300 œufs durant sa vie. Sa longévité peut être affectée par la température, elle serait sur haricot de 16 jours à 24°C, et seulement de 4 jours à 30°C.

*E. formosa* demeure le parasitoïde le plus utilisé contre les aleurodes à travers le monde, il est facile à élever, elle se reproduit par parthénogenèse thélytoque où les mâles sont normalement très rares (1% à 2% de la population). Par excellence, Il préfère selon **Hoddle, (1999)**, *T. vaporariorum* dont 72% de la population peut être parasitée, alors qu'il n'affecte au plus que 50% des individus de *B. tabaci*.

Au Maroc, les lâchers effectués dans quelques serres de tomate dans la région du Souss Massa, ont été douées à l'échec dans la plupart des cas pour des raisons d'adaptation dans les serres en plastique et de coïncidence avec le

cycle de *B.tabaci* qui prédominait en période de TYLCV. En tout cas, il est connu que lorsque les deux espèces d'aleurodes cohabitent, le parasitoïde montre une légère préférence pour *T. vaporariorum* que pour *B. tabaci* (Van schelt et al. 1996).

### III.3 Les champignons entomopathogènes

Plusieurs espèces ont été signalées sur *B. tabaci* dont:

- *Aschersonia aleyrodis* (Weber) (*Deuteromycotina*; *Coelomycetes*)
- *Aspergillus sp* (*Ascomycotina*; *Trichocomaceae*)
- *Beauveria bassiana* (Balsamo) (*Deuteromycotina*; *Hyphomycetes*)
- *Erynia radicans* (Brefeld) (*Zygomycotina*; *Entomophthoraceae*)
- *Fusarium sp* (*Deuteromycotina* ; *Hyphomycetes*)
- *Paecilomyces farinosus* (Holm & Gray) (*Deuteromycotina* ; *Hyphomycetes*)
- *P.fumosoroseus* (Wize) (*Deuteromycotina* ; *Hyphomycetes*)
- *Verticillium lecanii* (Zimmermann) (*Deuteromycotina* ; *Hyphomycetes*).

Selon Hoddle (1999) deux champignons seraient parmi les plus utilisés en lutte biologique contre les aleurodes inféodés aux cultures sous serre. Il s'agit de *Verticillium lecanii* et *Aschersonia aleyrodis*.

#### a/ *Verticillium lecanii*

*V. lecanii* est un entomopathogène qui fut décrit pour la première fois en 1861, et observé sur plusieurs sortes d'insectes (pucerons, cochenilles, aleurodes), d'acariens et de nématodes (Malais et Ravensberg, 1993), il est le plus souvent utilisé grâce à la facilité de son intégration dans un programme de lutte (Fransen, 1996). Il a un aspect cotonneux, blanc à jaune clair, qui apparaît au microscope sous forme de fils blancs avec des branches qui leur sont perpendiculaires. Au bout de ces branches se trouve le site des spores.

Le champignon se développe à des températures variant de 15°C à 25°C et à une humidité relative de 85 à 90%, il doit donc être utilisé dans des milieux assez humides pendant 10 à 13 heures par jour d'où la contrainte de son utilisation.

Lorsque les aleurodes sont infectés par ce *Verticillium*, ils meurent avant que le champignon ne soit visible. Les larves et les pupes sont parfois jaune clair à jaune foncé, ridées et moins brillantes. Il permet donc un contrôle significatif en culture de tomate sous serre lorsque le traitement est répété. Son action persiste plus de trois mois (**Hall, 1985**). Cependant, la réduction des populations d'adultes n'est généralement observée que deux semaines après traitement.

Des solutions de spores de *V. lecanii* pulvérisées par **Hoddle en 1999** sur des plantes de Poinsettia infestées par les deux espèces d'aleurodes, ont pu entraîner une mortalité qui a atteint jusqu'à 96% de larves, alors que les œufs n'ont montré qu'un taux d'infection inférieur à 1%. Quant aux adultes, ils sont relativement immunisés contre l'infection

#### **b/ Aschersonia aleyrodis**

C'est un champignon, dont l'utilisation est récente en lutte biologique. Il ne peut infecter que les larves et les pupes des aleurodes, il ne se dissémine pas d'un feuillage traité à un autre infesté. Dans des conditions de basse température (15°C), son action est fortement ralentie (**Hall, 1985**). Une pulvérisation d'*A.aleyrodis* à une dose de 4.10<sup>6</sup> conidies/ml peut induire jusqu'à 90% d'infection des stades larvaires L1 et L2 de *B.tabaci* (**Fransen, 1996**).

#### **IV. Protection intégrée**

La protection intégrée de la tomate contre *B.tabaci* en qualité de vecteur de *TYLCV*, exige la mobilisation et la gestion de tous les moyens de lutte possibles sur la base d'une connaissance assez large sur les aleurodes (bioécologie, ennemis naturels, transmission et acquisition des virus...), qui permet au producteur d'intervenir préventivement et à temps avec des techniques appropriées d'échantillonnage.

Actuellement, la majorité des producteurs de tomate optent pour cette stratégie qui fait partie de leur quotidien; elle leur a permis de réussir leur défi grâce aux recommandations suivantes:

#### **Au niveau de la pépinière :**

- Insister davantage sur le bon état sanitaire de la pépinière, surtout lorsqu'on se trouve obligé d'arracher des plants juste 20 jours après plantation;
- éviter d'installer la pépinière dans un endroit proche des vents et des milieux où se trouvent des plantes hôtes de la mouche blanche ;

- installer des pièges jaunes à l'intérieur et à l'extérieur de la serre,
- utiliser préventivement les insecticides homologués, aux doses recommandées tout en respectant l'alternance et la compatibilité entre produits mélangés.
- opter pour des filets de type 10x 20 et 10x22,

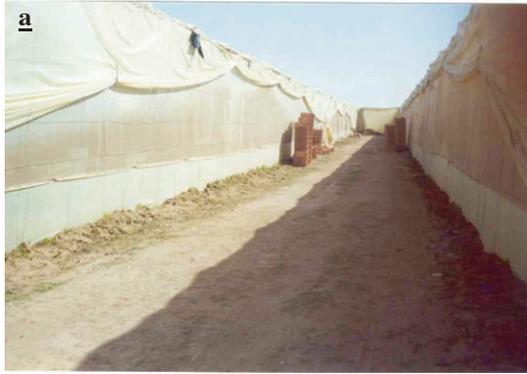
**Au niveau de la serre de production:**

- installer des brise-vents pour réduire les arrivages de la mouche blanche surtout au niveau de la partie Est et du côté des fermes voisines ;
- s'assurer de la qualité et de l'étanchéité du filet et du plastique et de la méthode de son montage pour éviter tous les trous et ouvertures indésirables;
- installer le filet 10x20 ou 10x22 sur toute la hauteur des côtés latéraux et les faîtières La serre doit être étanche, bien aérée et totalement isolée (fermeture de tous les trous);
- aménager des portes SAS avec des entrées serrées pour entraver la circulation de part et d'autre de la serre.
- éviter de cultiver de la tomate en plein champ et des variétés sensibles au *TYLCV* à côté des tolérantes;
- éliminer les mauvaises herbes à l'intérieur et à l'extérieur de la serre, certaines d'entre elles (*Solanum nigrum*, *Malva palvijflora*...), sont très rencontrées dans les serres de tomate et dans leurs abords. Le paillage plastique blanc généralisé peut être utilisé pour les empêcher de se développer à l'intérieur, mais il faut prendre en considération sa capacité d'emmagasiner la chaleur qui peut induire une mauvaise nouaison. Pour cela, les trous de plantation doivent être aussi grands que possible (6 plantes pour chaque trou) ; L'utilisation du plastique peut se faire même à l'extérieur de la serre (1mètre), elle permettra d'éviter le passage répété des ouvriers pour désherber les abords ;
- diminuer le nombre d'entrées et de sorties à la serre de production par l'installation de structures d'expulsion des plantes indésirables lors du désherbage ou de l'effeuillage
- installer par hectare 5 à 8 pièges jaunes englués, à 20cm en dessous de l'apex, pour suivre la capture des adultes chaque jour au début de la culture et chaque semaine à sa fin. Les résultats du comptage doivent être enregistrés. Les

eièges jaunes peuvent servir aussi pour le eiéage de masse, ils peuvent être installés sous forme de bandes en élastique jaune englué à l'intérieur et à l'extérieur de la serre ;

- suivre régulièrement les eoeulations en insistant sur les lignes de bordure et sur les feuilles basales, c'est là où on peut facilement trouver des oeues et des larves visibles à l'aide d'une loue à la face inférieure des feuilles. L'observation des œufs reste difficile, mais la présence d'adultes sur les feuilles du tiers supérieur laisse supposer que les femelles ont déjà commencé la ponte. Dans ce sens une inspection à grande échelle s'impose pour détecter les régions à eullulations élevées de *B.tabaci* et intervenir à temps avec le produit convenable contre le stade prédominant. ceci sera la base du choix de l'utilisation d'un larvicide.

- utiliser des produits homologués.
- respecter les délais de traitements pour protéger le consommateur,
- alterner les matières actives pour éviter les problèmes de résistance,
- éviter les surdosages et les produits toxiques comme le métamidohos, le méthidathion et autres....
- réduire le nombre de traitements et renforcer le système de prévention
- s'orienter vers l'utilisation des produits microbiologiques et les "I.G.R" (Insect Growth Regulators) à effet démontré sur le blocage de la mue;
- respecter l'effet sur la faune antagoniste notamment *Cyrtopeltis sp* et *Eretmocerus sp*



**Photos 24: Serre canarienne en bois avec des ouvertures**  
(a): vers le haut, (b): latérales, (c): à largeur fixe



**Photos 25 : De haut en bas: Serre canarienne métallique et serre multichapelle**



**Photos 26 : Paillage en plastique noir**



**Photos 27 : Bandes et pièges jaunes utilisés pour la capture des Aleurodes**



**Photos 28 : Bandes de filets faitiers**



**Photo 29a : Fenêtres de filets (Serre canarienne)**



**Photo 29b : Filet séparant deux compartiments d'une serre canarienne**



**Photo 29c: Filet séparant les couloirs des serres**



**Photos 30 : Protection des serres Delta 9 par les filets**



**Photos 31: Modèles des portes SAS confectionnés par les producteurs de tomate comme barrière contre les flux des Aleurodes**



**Photo 32: Arrachage des plants de tomate infestés par le *TYLCV***



Photo 33 *Macrolophus caliginosus*

<http://www.biopol.nl/images/MACRO.jpg>



Photo 34 : *Encarsia formosa*

<http://www.biopol.nl/images/MACRO.jpg>



Photo 35 : Pupa d'Aleurode parasitée par *Verticillium lecanii*

[http://www.hdc.org.uk/files/mcith/mcith\\_B5\\_8.jpg](http://www.hdc.org.uk/files/mcith/mcith_B5_8.jpg)

## REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

**Abou Jawdah Y., Shebaro W.A., Soubra, K.H., 1995.** Detection of Tomato Leaf Curl Geminivirus by a digoxigenin - labelled DNA probe. *Phytoath. Medit*, n°34, pp.52-57.

**Accotto G.P., Moriones., E. 2000.** *TYLCV-Sar* and *TYLCV-Is* a PCR-based method for identification and typing. *European Whitefly Studies Network*. Release, Part A1:1.

**Alex, D., Laterrot, H., Kheyr Pour, A., Marchoux, G., et Hostachy, B. 1994.** La maladie des feuilles jaunes en cuillère de la tomate: Une virose à venir ? *PHM. Revue Horticole*, n° 350, pp.13-17.

**Alon Y., Levy H., & Czosnek H., 1993.** New approaches in plant virus detection. Agro- Food-Industry HI-Tech's. *The Hebrew University of Jerusalem*. July / August, pp. 27-29.

**Antigenus Y., 1997.** UV-Absorbing Plastic Films and Nets as optical barriers to reduce the spread of insect Pests and virus diseases in Covered crops. *The 13th Conference of the entomological society of Israel. Phytoparasitica*. vol.26,n°.3, 270p.

**Avas B., Hamon I., Solquero, V., 1987.** *Bemisia tabaci*, Sweet potato whitefly, in Florida (*Homoptera :Aleyrodidae: Aleyrodinae*). *Entomology circular*. February, n°198, 292 p.

**Azoulay A., 2003.** Contribution à l'Evaluation de la Tolérance de quelques variétés de Tomate vis à vis de la Maladie du Virus des Feuilles Jaunes en

Cuillère de la Tomate (TYLCV) dans la Région du Souss Massa. *Mémoire d'Ingénieur Phytiateur. IAV Hassan II, Complexe Horticole d'Agadir*, 82 p.

**Bahij, L., 1995** - Biologie et écologie des aleurodes des cultures maraîchères sous serre à Douiet. *Mémoire d'Ingénieur Phytiateur. Ecole Nationale d'Agriculture de Meknès*, 86 p.

**Bedford, I.D., 1998.** *Solanum nigrum*: An indigenous weed reservoir for a tomato yellow leaf curl Geminivirus in Southern Spain. *European Journal of Plant Pathology*. n°104, pp. 221 - 222.

**Bellows, T. S. J., Perring T.M., Gill R. J., Headrick, D.H., 1994.** Description of a species of *Bemisia tabaci* (Homoptera, Aleyrodidae). *Ann.Entomol.Soc. Am*, vol.8, n°2, pp. 95-206

**Benazoun A., Cenis J.L., Lacasa A., Monci F., Navas-Castillo J., Moriones E., 2000.** Spread of the tomato yellow leaf curl virus Sar from the Mediterranean Basin: presence in the Canary Islands and Morocco. *Plant Disease*, vol. 84, n°4, p. 490.

**Benazoun A., Remah, A., Cenis, J.L., 2000.** Les aleurodes et les isolats des virus dans la région du Souss-Massa. *Proceedings du Quatrième Congrès de l'AMPP*. 17-18 mai, Rabat, Maroc, 2000, pp. 207-214.

**Bergmane S., 2001.** Mise au point de la technique de la PCR pour la détection de la maladie du virus des feuilles jaunes en cuillère de la tomate (TYLCV). *Mémoire d'Ingénieur Phytiateur. IAV Hassan II, Complexe Horticole d'Agadir*. 38 p.

**Bink F.A., 1979.** Methods for mounting *Aleyrodidae* specimens. *Entomologische Berichten*, DEEL, vol. IX, n° 39, pp. 158 -160.

**Bjorling, K. 1966.** Virus resistance problems in plant breeding. *Acta Agriculturae Scandinavica*. Supplement , p.16.

**Bosco D., Caciagli P., Noris E., 1993.** Indagini epidemiologiche sul virus dell'accartocciamento fogliare giallo del pomodoro in Italia. *Informatore fitopatologico*. n° 43, pp. 33-36.

**Boutayeb, S., et Mellouk, Y. 2001.** Bio-écologie et faune antagoniste de *Bemisia tabaci* Gennadius principal vecteur du virus des feuilles jaunes en cuillère (TYLCV) dans la région du Souss Massa. *Mémoire d'Ingénieur Phytiatre. IAV Hassan II, Complexe Horticole d'Agadir*. 160 p.

**Brazzle J.R., Heing K.M., Parella M.P., Pichett C.H., 1992.** Field evaluation of *Delphastus pusillus* for control of *Bemisia tabaci* infesting upland cotton. Silver leaf Whitefly: 1994 supplement to the 5-years plan, pp.123 -125.

**Brown J.K., Frohlich D.R., Rossell, R.C., 1995.** The sweetpotato or silverleaf whiteflies: Biotypes of *Bemisia tabaci* or a species complex. *Ann. Rec. Entomol. Soc. Am*, n° 84, pp 407- 411.

**Brown, J.K., 1998.** Diversity and global distribution of whitefly-transmitted geminiviruses of cotton. [en ligne] Disponible sur <<http://ag.arizona.edu/pubs/crops/az1006/az100610g.html>>

**Cahill M., Jarvis W., Gorman K., Denholm I., 1996.** Resolution of baseline responses and documentation of resistance to buprofezin in *Bemisia tabaci*

(Homoptera, Aleyrodidae). *Bulletin of Entomological Research*, n° 86, pp.117-122.

**Celix A., Cerezo R., 1996.** *Closterovirus* transmitidos por mosca blanca. El virus del rizado amarillo (hoja en cuchara) del tomate (*TYLCV*) y su vector *Bemisia tabaci*. *Jornadas 8*. Region de Murcia, pp. 61- 66.

**Cenis J.L., Amoros L., Hita I., Reina J., Bejarano E.R., 1996.** Tecnicas de deteccion del virus del rizado amarillo del tomate (*TYLCV*). El virus del rizado amarillo (hoja en cuchara) del tomate y su vector *Bemisia tabaci*. *Jornadas 8*. Region de Murcia, pp. 23-32.

**Cenis J.L., Guirao P., Beita F., 1993.** Biotype determination of Spanish populations of *Bemisia tabaci* (Hemiptera : Aleyrodidae). *Bulletin of entomological Research*. n°87, pp.1-7

**Cervera M.T., Cabezas J.A., Simon B., Martnez-Zapater J.M., Beitia F., Cenis J.L., 2000** - Genetic relationships among biotypes of *Bemisia tabaci* (Hemiptera : Aleyrodidae) based on AFLP analysis. *Bulletin of Entomological Research* n° 90, pp 301-396.

**Chagué V., Mercier J.C., Guénard M., De Courcel A., Vedel E., 1997.** Identification of RAPD marks linked to a locus involved in quantitative resistance to *TYLCV* in tomato by bulked segregant analysis. *Theor. Appl. Gent.* n° 95, pp. 671- 677.

**Cohen S., Harpaz I., 1964.** Periodic, rather than continual acquisition of a new tomato virus by its vector, the tobacco whitefly (*Bemisia tabaci Gennadius*). *Entomol. Exp. Appl.* n° 7, pp. 155-166.

**Cohen S., Antignus Y., 1994.** Tomato yellow leaf curl virus: a whitefly-borne geminivirus of tomatoes. *Advances in Disease Vector Research*, n°10, pp. 268-288.

**Cohen J., 1995.** *Lisianthus leaf curl* a new disease of *Lisianthus* caused by Tomato Yellow Leaf Curl Virus. *Plant Disease*, n° 79, pp. 416-420.

**Czosnek H., Navot N., Ovadia S., Reinhartz A., Herzberg M., Zilberstein A., 1990.** Quick diagnostic tests of plant viruses using radioactive and non-radioactive DNA probes. *Bull. Soc. Botanique*, n° 137, pp 167-168.

**Czosnek H., Zeidan M., 1991.** Acquisition of Tomato Yellow Leaf Curl Virus by the whitefly *Bemisia tabaci*. *Journal of Virology*, n°12, pp. 2607- 2614.

**Dalmon A., Petersmith M., Cailly M., Dufour O., Jeay M., Baguet A., 2000.** La maladie des feuilles jaunes en cuillère. *Phytoma - La défense des végétaux*, n° 527, pp. 10-12.

**Dalmon A., Marchoux G., 2000.** Quelles plantes hôtes pour le Tomato Yellow Leaf Curl Virus. *Phytoma - La défense des Végétaux*, n° 527, pp. 14-17.

**Denis A., Henrie L., Kber A., Georges M., Bruno H., 1994.** La maladie des feuilles jaunes en cuillère de la tomate (TYLCV), une virose à venir ? *Revue Horticole (PHM)*, n° 350, pp.13-17.

**Djibrilla M., 1993** - Dynamique des populations de *Tetranychus urticae* (Acarina : *Tetanychidae*) dans la région du Souss Massa. *Mémoire d'Ingénieur Phytiatre. IAV Hassan II, Complexe Horticole d'Agadir*, 67p.

**El Dessouki S.A., El-Kifl A.H., Helal H.A., 1976.** Life cycle, host plants and symptoms of damage of the tomato bug *Nesidiocoris tenuis* Reuter in Egypte. *Journal of plants diseases and protection*, vol 4, n° 83, pp. 204-220.

**El Merrouni S., 2001.** Les mesures de lutte entreprises par les agriculteurs contre la maladie des feuilles jaunes en cuillère de la tomate (TYLCV), dans la région du Souss Massa (2000-2001). *Mémoire d'Ingénieur Phytiatre. IAV Hassan II, Complexe Horticole d'Agadir*, 117 p.

**Fransen J.J., 1996.** Recent trends in integrated and biological pest and disease control in the Netherlands. *IOBC/WPRS Bull*, vol 1, n° 19, pp. 43-46.

**Fraser R.S.S., 1982.** Biochemical aspects of plant resistance to virus disease: a review. *Acta Horticulturae*, n°127, pp 101 -116.

**Gibson R.W., Plumb R.T., 1977.** Breeding plant for resistance to aphids. In : Aphids as Virus Vectors. New york. (K.F. Harris and K. Maaramorosch, eds), pp. 473-500. Academic Press.

**Gilreath P., Shuler K., Polston J., Sherwood, T., McAvoy G., Stansly P., Waldo, E., 2000.** Tomato Yellow Leaf Curl Virus resistant tomato variety trials. *Proc. Fla. Hort. Soc*, n°113, pp. 190-193.

**Guirao P., Cenis J.L., Beitia F., 1996.** Determinacion de la presencia en España de biotipos de *Bemisia tabaci* Gennadius. *Phytoma España*, n°81, pp.30-34.

**Hall R.A., 1985.** Whitefly control by fungi. In Hussey, NW., Scopes, N. (eds) Biological pest control. The glasshouse experience. Cornell university press, Ithaca, NY, pp 116-118.

**Hoddle M., 1998.** The biology and management of silver leaf whitefly, *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) on greenhouse grown ornamentals.[en ligne]. Disponible sur : < <http://www.biocontrol.ucr.edu/Bemisia.html> > (consulté le 15.2.2002)

**Hoddle M., 1999a.** *Encarsia formosa* (Hymenoptera, Aphelinida) [en ligne]. Disponible sur: < <http://www.nyases.Connell.edu/ent/biocontrol/parasitoids/Encarsia.html> >

**Hoddle, M., 1999b** - *Eretmocerus eremicus*, (Arizona strain) (Hymenoptera: Aphelinidae) [en ligne]. Disponible sur:< <http://www.nyases.Connell.edu/ent/biocontrol/parasitoids/Eretmocerus.html> >

**Hoelmer K.A., Osborne L.S., Yokomi, R.K., 1993.** Reproduction and feeding behaviour of *Delphastus pusillus* (Coleoptera: Coccinellidae) a predator of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). *J. Econ.Entomol.*, n° 86, pp.322-329.

**Jebbour, F., Abaha L., Moujane R., 2000.** La maladie des feuilles jaunes en cuillère de la tomate (TYLCV) au Maroc. *Proceedings du Quatrième Congrès de l'AMPP*, 17-18 mai, Rabat, Maroc, 2000, pp. 41-46.

**Kegler, H., 1994.** Incidence, properties and control of Tomato Yellow Leaf Curl Virus. *Arch. Phytopath. Plant.*, n° 29, pp.119-132.

**Kummert J., Lepoivre P., Semal J., 1998.** Principes des différentes techniques de diagnostic. In : Techniques moléculaires de détection et d'identification des virus phytopathogènes. *Ministère des Classes Moyennes et de l'Agriculture. Service de la Recherche Agronomique*, Bruxelles, Belgique, pp.5-21.

**Lapidot M., Friedmann M., Lachman O., Yehezkel A., Nahon S., Cohen S., Pilowsky, M., 1997.** Comparison of resistance level to Tomato Yellow Leaf Curl Virus among commercial cultivars and breeding lines. *Plant Dis*, n° 81, pp. 425-1428.

**Lindquist R.K., Bauerle W.L., Spandafora R.R., 1972.** Effect on the greenhouse whitefly on yields of greenhouse tomatoes. *J. Econ. Entomol* , vol 1, n° 65, pp. 1406-1408.

**Malais M., Ravensberg W.J., 1993.** Mode de vie des ravageurs de serre et de leurs ennemis naturels. Connaître et reconnaître. *Koppert Biological Systems*. 112 p.

**Malauza J.C., 1989** - Lutte intégrée sous serre: Les punaises prédatrices Mirides dans les cultures de Solanacées du Sud-Est de la France. *Revue Horticole*, n° 298, pp. 39-43.

**Muñiz M., Nombela G., 2002.** Researching tomato resistance to *Bemisia tabaci*. *European Whiteflies Studies Network Newsletter*. Issue n° 13, p 2.

**Nakhla, M.K., Maxwell D.P., Amer, O., 1998** - Plant virus disease control. *Ed. APS press*, pp. 565-583.

**Navas-Castillo J., Sanchez-Campos S., Diaz J.A., Saez-Atonso, E., Moriones E., 1999** *Tomato yellow leaf curl-Is* causes a novel disease of common bean and severe epidemics on tomato in Spain. *Plant disease*, n° 83, pp. 29-32.

**Navot N., Zeidan M., Pichersky E., Zamir D., Czosnek H., 1992.** Use of polymerase chain reaction to amplify Tomato Yellow Leaf Curl Virus DNA

from infected plants and viruliferous whiteflies. *Phytopathology*, n° 82, pp.1199-1202.

**Pilowsky M., 1990.** Tolerance to Tomato Yellow Leaf Curl Virus derived from *Lycopersicon peruvianum*. *Plant Disease*, vol 3, n° 74, pp. 248-250.

**Pilowsky, M., Cohen S., Ben-Joseph R., Nahon S., Stamova L., 1993.** Effect of Tomato Yellow Leaf Curl Virus on tolerant and susceptible cultivars. *Proceedings of the XIIth Eucarpia meeting on tomato genetics and breeding, Plovdiv, Bulgaria, 27-31 July 1993*, pp. 31-32.

**Plichart C., 2000.** La technique PCR. Disponible sur:<<http://www.ilm.pf/pcr.htm>>.

**Polston J.E., Anderson P.K., 1997.** The emergence of whitefly-transmitted geminiviruses in tomato in the western hemisphere. *Phytopathology*, n° 81, pp.1358-1369.

**Reynaud, P., 1999.** Aleurodes des serres: identification et biologie. *PHM Revue Horticole*, n° 407, pp. 2-30.

**Rose M., Zolnerowich G., 1997.** The genus *Eretmocerus* (Hymenoptera: Aphelinidae): Parasites of whitefly (Homoptera: Aleyrodidae). *Proceeding of the entomological society of Washington*, n° 99, pp. 1-27.

**Russel, G.E., 1978.** Plant Breeding for Pest and Disease Resistance. *Butterworths*, London, 485 pp.

**Salas, J., Mendoza, O., 1994.** Life cycle of the sweetpotato whitefly, *Bemisia tabaci*. *International Bemisia workshop in Israël*, 5 p.

**Sanchez-Campos S., Navas-Castillo J., Camero R., Soria C., Diaz J.A., Moriones E., 1999.** Displacement of Tomato yellow leaf curl virus *TYLCV-Sr* by *TYLCV-Is* in tomato epidemics in Spain. *Phytopathology*, n° 89, pp. 221-222.

**Simon B., Hernandez E., Carnero A., Beitia F., Aguiar A., Benazoun, A., Cenis, J.L., 2001.** Biotypes of *Bemisia tabaci* in the West Mediterranean Bassin ans Atlantic Islands. *European Whitely Symposium*. Ragusa (Italia). Program and abstracts 25 p.

**Srairi I., 1995.** Lutte intégrée en culture de tomate sous serre. Mémoire de 3<sup>ème</sup> cycle pour l'obtention du diplôme d'ingénieur agronome en Phytiairie. *Mémoire d'Ingénieur Phytiaire*. IAV Hassan II, Complexe Horticole d'Agadir. 187 p.

**Tong-Xian L., Stansly P.A., 1994.** Activity of some Biorational Insecticides on silverleaf whitefly. *Proceedings of the Florida State Horticultural Society*. N°107, pp. 167-171.

**Tong-Xian L., 1996.** Morphology of *Nephaspis oculatus* (Coleoptera: Coccinillidae), a predatof of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae). *Proc.Entomol.* n°12, pp.1369 - 1373.

**Trottin-Caudal Y., Fournier C., Jollet E., Leyre J.M., Millot P., 1996.** Etude de *Nesidiocoris* (*Cyrtopeltis*) *tenuis* sur tomate en conditions du laboratoire et en serres experimentales: Nuisibilité et méthodes de lutte. *Proceedings Symposium International of production et protection intégrées à Agadir*. Mai 1997. 35 p.

**Trottin-Caudal, Y., Millot, P., 1997** - L'étude de deux Mirides de tomate *Macrolophus caliginosus* et *Nesidiocoris tenuis*. *Quatrième conférence internationale sur les ravageurs en agriculture. ANPP. Proc.* pp. 553-561

**Vacante V., Tropea G., 1994.** First observations on the occurrence of *Nesidiocoris tenuis* on tomato in unheated greenhouse of Sicily. *Informatore fitopatologico*, n°9, pp. 45-48.

**Van Lentern J.C., Noldus L.P.J., 1990.** Whitefly plant relationships : Behavioural and ecological aspects. In Gerling, D. (ed) *Whiteflies: Their bionomics, pest status and management*, Intercept Ltd, Andover, U.K, pp. 47-89.

**Zalom F.G., Castane C., Gabbara R., 1995.** Selection of some winter-Spring vegetable crop hosts by *Bemisia argentifolii* ( *Homoptera: Aleyrodidae*). *J. Econ. Entomol.*, vol 1, n° 88, pp. 70-76.



## GLOSSAIRE

### A

**AD.N** n.m. Acide désoxyribonucléique. Constituant des chromosomes. Polymère linéaire formé par l'association des désoxyribonucléotides.

**ABDOMEN** n.m. 3<sup>ème</sup> partie du corps d'un insecte, formée de segments.

**ACARICIDE** adj. Produit ou substance qui tue les Acariens.

**ACARIENS** n.m. Ordre dans la Classe des *Arachnides* de taille rarement > 5 mm

**ADULTICIDE** n.m : Produit ou substance qui tue les adultes.

**ADVENTICE** n.m. Agriculture: Plante nuisible aux cultures qu'elle envahit. **Botanique** : Plante qui apparaît spontanément sans avoir été cultivée par l'homme.

**ALLOMETABOLE** adj. Développement particulier des *Aleurodes* (ou mouches blanches). Le dernier stade larvaire n'est ni larve ou nymphe.

**AMORCE** n.f. Courte séquence d'[ARN](#) ou d'[ADN](#), complémentaire du début d'une matrice, servant de point de départ à la synthèse du brin complémentaire de cette dernière par une [ADN polymérase](#).

**AMPLIFICATION** n.m. Augmentation en intensité ou en nombre, sans modification de structure.

**ANTENNES** n.f. Organes sensoriels pairs situés de chaque côté de la tête et dont la forme est très variable

**ANTICORPS** n.m. Protéine (globuline) présente dans le sang pour défendre l'organisme contre l'agression d'une substance étrangère ou antigène. Il se combine de façon spécifique avec l'antigène qui a déclenché sa formation et le neutralise.

**ANTIGENE** n.m. Toute substance étrangère qui déclenche l'apparition d'anticorps.

**ANTIXENOSE** n.m. Mécanisme de défense.

**ARETE** n.f. Ligne fine plus ou moins saillante délimitant deux plans.

**ASCOMYCETES** n.m. Groupe de champignons caractérisés par un mycélium cloisonné et des spores formées à l'intérieur d'asques. Plusieurs d'entre eux sont pathogènes (Oidium, tavelure, cloques, chancre...).

**ASPERITIES** (**ASPERITES**) n.m. Petites irrégularités saillantes d'une surface solide.

**ASTERACEES** ou **COMPOSEES**. Importante famille botanique de plantes **Dicotylédones** herbacées ayant des fleurs réunies et serrées les unes à côté des autres, sans **pédoncules**, placées sur l'extrémité d'un rameau ou d'une tige et entourées d'une structure formée par des **bractées** florales.

**AUTOCHTONE** adj. Originaire du pays ou du milieu où il vit.

## **B**

**BIOLOGIE MOLECULAIRE** n.f. Science qui étudie les mécanismes biologiques en fonction des structures et interactions des constituants moléculaires de la cellule.

**BIONOMIE** n.m. Biologie.

**BIOTINE** n.m. Vitamine rattachée à celles du groupe B. C'est la vitamine H. Facteur de croissance indispensable pour les levures.

**BIOTYPE** n.m. Groupe d'individus possédant le même patrimoine héréditaire.

**BLOCS ALEATOIRES COMPLETS**. Méthode statique expérimentale utilisée en recherche agronomique (champ, verger, forêt, etc.), au sens large. On appelle *blocs* des ensembles de parcelles voisines qui servent à comparer différents traitements (différentes variétés par exemple). Les blocs sont *aléatoires complets* quand tous les éléments de l'expérimentation sont présents, mais répartis au hasard à l'intérieur des différents blocs, et indépendamment d'un bloc à l'autre.

**BOUILLIE** n.f. Préparation liquide dans laquelle est dispersé un produit phytosanitaire pour être utilisé contre les parasites des cultures en

eulvérisation, en arrosage ou en tremaage.

**BOUQUET DE TOMATE** n.m. Regrouement de fleurs, de fruits ...

**BOURDONS** n.m. Insectes *Hyménoptères*, eoilus, à rayures noires et jaunes, qui vivent en société comme les abeilles et butinent sur les fleurs en eroduisant un ronflement caractéristique. Ils favorisent la eollinisation.

**BRACHYCERES** n.m. Sous ordre des *Diptères* à antennes courtes de trois articles; le dernier eorte souvent des traces d'annelures qui eeuvent se diviser en 8 éléments.

**CAMPODEÏFORME** n.m. Larve active, agile, marcheuse, à régime alimentaire carnivore, son cores allongé est elus ou moins aelati dorso-ventralement et à tégument dur. Sa tête est généralement dirigée vers l'avant, ses eattes thoraciques sont bien déveloeées et son abdomen durci est souvent terminé à son extrémité ear deux eièces, fixes ou mobiles aeeelés "Urogomehes".

## C

**CANTALOUPE** n.m. Melon sehérique à côtes saillantes dont la chair orange et sucrée.

**CAPSIDE** n.m. Enveloeee erotéique qui recouvre la molécule d'acide nucléique chez les virus.

**CAPSULE** n.f. Récieient hémisehérique servant au chauffage et à l'évaeoration des liquides.

**CHALASAE** ou **CHALAZE** n.f. Botanique: Le eoint qui réeond, sur la tunique interne d'une graine, à l'insertion du cordon ombilical ou cordon ear où la nourriture arrive à la graine. Anatomie: Point germinatif dans l'œuf.

**CHENOPODIACEES** n.f. Famille de eetites elantes à fleurs verdâtres sans eétales comme la betterave et les éeinards.

**CHEVAUCHEMENT ENTRE GENERATIONS** n.m. Aeearition simultanée d'individus de même stade, issus de générations différentes.

**CHLOROFORME** n.m. Liquide solvant. incolore à odeur forte résultant

de l'action du chlore sur l'alcool ou du méthane.

**CHRYSOPIDAE**. Famille d'insectes qui appartenant à l'ordre des *Nevroptères*. A antennes filiformes, souvent longues, jamais renflées à l'apex. Ailes hyalines. Les larves ont un corps couvert de tubercules et de touffes de poils raides souvent crochus, auxquels sont accrochées les dépouilles des Pucerons dont les larves se nourrissent et avec lesquelles elles se « camouflent ». Œufs pondus à l'extrémité d'un filament de sécrétion durcie. Importants prédateurs de Pucerons.

**COCHENILLES** n.f. Insectes *Homoptères Sternorrhynques*. ♀ aptères, adaptées

à la vie fixée et cachée sous une carapace avec des régressions morphologiques (Perte

d'antennes, des yeux et des pattes). Mâles ailés avec une seule paire d'ailes.

Ravageurs importants de plusieurs cultures (Agrumes, Arbres fruitiers, vigne...)

**COLEOPTERES** n.m. Ordre dans la classe des Insectes. Holométaboles avec des ailes antérieures coriacées, servant de couverture aux ailes postérieures et se réunissant sur une ligne droite et dorsale.

**CONVOLVULUS** sp. Le liseron des champs. Plante vivace, rampante ou grimpante, répandue dans les régions tempérées.

**CUCURBITACEE** n.f. Plante dicotylédone à tige rampante ou grimpante dont certaines espèces sont cultivées pour leurs fruits à écorce dure, à pulpe charnue et aux graines nombreuses. Exemples: Concombre, pastèque, melon.

**CULOT** n.m. Résidu ou dépôt qui s'accumule au fond d'un récipient.

**CUNEUS** n.m : Partie plus ou moins triangulaire de l'aile antérieure chez certains Hétéroptères, séparée de la partie durcie (ou Corie) par une suture ou un sillon.

**CUTICULE** n.f. Partie acellulaire du tégument (= squelette des insectes) sécrétée par un épithélium formé de cellules épidermiques reposant sur une membrane basale. Elle se présente macroscopiquement sous forme de

plaques solides et élastiques et de parties flexibles. Microscopiquement elle est formée de plusieurs couches différentes par leur constitution et leur importance.

**CYCLORRHAPHES** adj. Sous ordre des Diptères à antennes courtes de trois articles; le dernier porte une soie.

**DIGESTION ENZYMATIQUE** n.f. Technique utilisant des enzymes pour couper spécifiquement une molécule d'ADN afin de la manipuler ou de la cloner.

## **D**

**DIGOXIGENINE** n.f. Molécule de faible poids moléculaire utilisée comme marqueur de sonde non radioactive.

**DIPTERES** n.m. Ordre d'Insectes, caractérisé par une seule paire d'ailes.

**DOSE** n.f. Quantité de produit phytosanitaire (substance active ou de préparation commerciale), appliqué par unité de matériel traité, unité se rapportant à une longueur, une surface (hectare), un volume (hectolitre, litre) ou une masse (Kilogramme, tonne...). On exprime en grammes(g) les doses des matières actives, en kilogrammes ou en litres, celles des spécialités commerciales.

**DYNAZYME** n.f. ADN polymérase polyvalent et facile à l'utilisation d'enzymes particulièrement adaptées pour manipuler des réactions sans optimisation de temps dans des conditions difficiles.

## **E**

**ECART DE TRIAGE** n.m. Ensemble de produits non commercialisables (fruits) écartés lors d'un tri, puisqu'ils ne répondent pas aux normes exigées par le consommateur

**ECLOSION** n.f. Sortie de la larve.

**ELYTRE** n.f. Aile antérieure dure et cornée d'un Coléoptère ou d'une Forficule.

**EMERGENCE** n.f. Sortie de l'adulte.

**ENDODERME** n.m. Embryologie: Feuillet interne de l'embryon qui se

met en place à la gastrulation. Botanique: Dernière assise bien différenciée de l'écorce dont les cellules ont un cadre subérifié ou chitinisé. Zoologie : Feuillet tissulaire interne des Invertébrés diblastiques.

**ENDOPARASITE** adj. Parasite vivant dans le corps de l'hôte.

**ENTOMOPHAGE** n.m. Qui se nourrit des insectes.

**ENZYME** n.f. Protéine métabolique qui intervient dans les réactions de dégradation ou de synthèse.

## **EPIDEMIOLOGIQUE,**

**EPIDERME** n.m. Couche tissulaire

**EUPHORBIACEE** n.f. Plante à petites fleurs serrées en bouquet dense entourées de grandes feuilles colorées, dont de nombreuses espèces produisent du latex.

**EXUVIE** n.f. La peau larvaire d'un Insecte ou d'un autre Arthropode.

## **F**

**FAÛTIÈRE** n.f. Filet servant à couvrir le faitage d'un toit ou l'ouverture d'une serre.

**FAUNE UTILE**. Elle regroupe les insectes pollinisateurs, les prédateurs, les parasitoïdes et les entomo-pathogènes inféodés aux ravageurs des cultures ...

**FECONDITE** n.f. Nombre d'œufs pondus par une femelle.

**FILET INSECT-PROOF** n.m. Tissu en mousseline utilisé en serre comme barrière aux insectes.

**FILIFORME** adj. En forme de fil ou de soie. Caractère s'appliquant aux antennes.

**FONGICIDE** n.m. Produit ou substance qui tue les Champignons ou perturbe leur développement.

## **G**

**GENERATION** n.f. Ensemble d'organismes vivants issus successivement

d'une même souche.

**GENOME** n.m. Ensemble des gènes d'une cellule ou d'un organe cellulaire.

**GERBERA** n.f. Plante ornementale de la famille des Composées, originaire d'Asie ou d'Afrique, cultivée pour ses grandes fleurs de couleurs vives. Elle ressemble à une grande marguerite aux couleurs vives, rouge, jaune ou orange.

**GREFFAGE** n.m. Union physiologique par insertion (d'une pousse d'une plante dans une autre)

**GULA** n.f. Gorge. Sclérite souvent fusionné avec le labium qui ferme la capsule céphalique allongée allongement considérable à sa partie antéropostérieure.

## **H**

**HANCHE (ou COXA)** n.f. Article basal de la patte d'un insecte; souvent étroitement attachée au corps.

**HEMELYTRE** n.f. Aile antérieure d'un Héteroptère (Punaise) divisée en deux parties: Une proximale coriacée et une distale membraneuse.

**HETEROPTERES** n.m. Ordre dans la classe des Insectes, caractérisé par pièces buccales piqueuses sourceuses et des ailes antérieures modifiées en hémélytres. Le thorax apparaît dorsalement sous la forme d'un écusson triangulaire.

**HOLOMETABOLE** adj. Insecte à métamorphose complète avec un stade nymphal. Sa larve ne ressemble pas à l'adulte : Cas des Papillons, des Abeilles, des mouches domestiques, des Coléoptères...

**HOMOLOGATION** n.f. Autorisation officielle de conformité d'un produit aux normes pour être commercialisé.

**HOMOPTERES** n.m. Ordre d'Insectes, caractérisé par un appareil buccal piqueur suceur, un prothorax bien développé et un mésothorax très convexe dorsalement. Les ailes sont uniformément membraneuses et transparentes, les antérieures étant plus durcies que les postérieures; et souvent disposées en toit au repos.

**HYBRIDATION** n.f. Croisement entre deux individus différant par un ou plusieurs caractères héréditaires. Le produit du croisement est un hybride.

**HYMENOPTERES** n.m. Ordre d'Insectes, de taille très variable, allant de 0,1 mm à 5cm. Tête large et très mobile autour d'un cou étroit. Yeux composés généralement volumineux et trois ocelles. Appareil buccal broyeur, broyeur lécheur ou broyeur suceur. Antennes de forme très variable avec peu d'articles (7 à 13). Deux paires d'ailes membraneuses couplées pendant le vol. Les postérieures étant deux fois plus petites et solidaires que les antérieures.

**HYPOGNATHE** adj. A tête verticale avec des pièces buccales situées en dessous.

## **I**

**I.G.R ou Insect Growth Regulators**. Insecticides perturbateurs de la mue.

**IMAGO** n.m. Stade adulte dans le développement d'un insecte.

**IMMUNOENZYMATIQUE** adj. Test enzymatique utilisé pour détecter les anticorps.

**INCUBATION** n.f. *Embryologie*: Période du développement d'un embryon à l'intérieur de l'œuf.

Pathologie: Période qui s'écoule avant que se déclare une maladie infectieuse.

**INCUBER** v.t. Maintenir au chaud et à l'abri (un œuf) pour assurer le développement de l'embryon.

**INOCULATION** n.f. Introduction accidentelle ou volontaire d'un agent pathogène dans l'organisme.

**INOCULUM** n.m. Etre vivant (agent pathogène) introduit par inoculation pour [contaminer](#) une [plante-hôte](#).

**INVERTEBRE** n.m. Animal sans colonne vertébrale.

**ISOPROPANOL** n.m. Alcool isopropylique ou Propan-2-ol, [composé chimique](#) sans couleur et inflammable dont la [formule chimique](#) est

CH<sub>3</sub>CH(OH)-CH<sub>3</sub>.

## **J**

**JUSQUIAME** n.f. Plante herbacée *Solanacée*, narcotique et même toxique. Ses fleurs sont jaunes en forme de cloche. Elle pousse dans les forêts ou dans les décombres.

## **L**

**LABIUM** n.m. Lèvre inférieure, formée par la fusion de deux appendices semblables à des maxilles.

**LARVE** n.f. Stade jeune d'un insecte qui précède le stade nymphal avant de devenir adulte.

**LARVICIDE** adj. Produit ou substance qui tue les larves ou qui empêche leur développement.

**LEPIDOPTERES** n.m. Papillons.

**Limite Maximale Résiduelle (LMR)** n.f. Concentration en résidus la plus élevée, légalement acceptable pour que les denrées restent commercialisables. Elle s'exprime en milligrammes par kilogramme (mg/Kg) ou en parties par million (ppm).

**LINGULA** n.f. Petite langue. Chez les mouches blanches, c'est un organe en forme d'une longue bande étroite, situé dans l'orifice vasiforme sous opercule. L'anus ouvre dans l'orifice à la base de la lingule. Le miellat sort par l'anus et s'accumule dans la lingule.

**LONGEVITE** n.f. Durée de vie d'un insecte à l'état adulte.

## **M**

**MALVACEES**. Famille de plantes dicotylédones aux grandes fleurs à pétales libres et pédonculées, possédant un double calice. Exemple Le cotonnier et le tabac.

**MANDIBULE** n.f. Mâchoire supérieure d'un insecte; elle peut être fortement dentée et utilisée pour mordre, (Criquets, Mantes), ou bien développée en une mince "aiguille" comme chez les aleurodes et les punaises.

**MASSUE** n.f. Renflement terminal d'un appendice. Massue antennaire formée d'un nombre variable d'articles, ordinairement apicale. S'applique aux antennes.

**MATIERE ACTIVE** n.f. Substances ou microorganismes, y compris les virus, utilisés comme moyen de traitement qui exerce une action générale ou spécifique sur les organismes nuisibles ou sur les végétaux, parties de végétaux ou produits végétaux.

**MAXILLE** n.f. Une des pièces buccales, située immédiatement sur la paroi latérale du métathorax.

**METASTERNUM** n.m. Face ventrale du métathorax.

**MODE PERSISTANT** n.m. mode qui permet la transmission de virus dits "circulants". Ils ne peuvent être acquis qu'après alimentation sur un plant infesté pendant une certaine période dite "d'acquisition". Ensuite, ils passent par une période de "latence" chez le vecteur, après laquelle il sont transmis à un nouveau plant après une autre période d'alimentation dite "durée de transmission".

**MOUCHES MINEUSES** n.f. Diptères dont les larves évoluent dans des mines(galeries) qu'elles creusent entre les deux épidermes des feuilles. Ces mines (ou galeries) sont au départ fines, puis s'élargissent au fur et à mesure de leur développement pour. Elles entraînent la destruction de la plante, la réduction de

la photosynthèse, le flétrissement des feuilles et favorisent les attaques par des agents pathogènes.

**MYCETOME** n.m. Groupe de cellules spéciales confinées dans diverses parties de l'intestin de certains insectes. Ce sont de microorganismes spécifiques héréditaires qui se transmettent d'une génération à l'autre.

## **N**

**NEMATICIDE** adj. Produit ou substance qui tue les Nématodes ou qui empêche leur développement.

**NEMATODES** n.m. Ce sont de vers ronds appelés autrement des Némas, des *Nemates*, ou *Nemata*. Ils constituent un [embranchement](#) de [vers](#) non segmentés, classés parmi les [Ecdysozoaires](#), ils sont recouverts d'une

éelisse cuticule. Ils mènent une vie libre ou earasitaire. Ce groupee contient des vers dont le cycle ne nécessite eas d'hôte intermédiaire.

**NEONATE** adj. Nouveau né.

**NEVROPTERES** (= **NEUROPTERES OU PLANIPENNES**) n.m. Ordre d'Insectes, caractérisé ear une tête hyeognathe et transverse. Antennes eluriarticulées de forme et de longueur variable (Parfois en massue). Yeux comeosés convexes et de grande taille. Ocelles généralement absents. Pièces buccales de tyee broyeur mais, adaetées à la succion. Ailes membraneuses semblables, avec une nervation relativement erimitive. Prédateurs de elusieurs insectes et acariens.

**NITROCELLULOSE** n.f. (= **NITRATE DE CELLULOSE**). Dérivé de la cellulose, obtenu ear nitration de la cellulose. C'est-à-dire que la cellulose (comeosant erincipal des végétaux) est traitée dans un bain d'acide nitrique (elus tard on utilisera un mélange d'acides sulfurique et nitrique eour accélérer la réaction).

**NOCTUELLES** n.f. Paellions nocturnes dont les larves endommagent les feuilles, les racines et fruits de elusieurs cultures.

**NOUAISON** n.f. Début de la formation du fruit.

**NYMPHE** n.f. Forme juvénile et stade eréimaginal des insectes. Siège d'une métamorphose comelète des insectes. Elle ressemble à l'adulte dont elle diffère ear des ailes incomelètement déveloeées.

**NYMPHOSE** n.f. Période de déveloeement de la nymehe.

## Q

**OCELLES** n.m. Yeux simeles au nombre de 2 à 3 sur le sommet de la tête. Absents chez certains insectes.

**OLIGONUCLEOTIDES** n.m. Courtes séquences de nucléotides (ARN ou ADN), simele-brin et longs de quelques dizaines de bases. Ils sont en général obtenus ear synthèse chimique.

**OVICIDE** adj. Produit ou substance qui tue les œufs ou qui emeêche leur déveloeement.

## P

**PARONYCHIUM** n.m. Appendice sétiforme médian entre les griffes des tarse.

**PARASITOÏDE** adj. Organisme qui se développe dans ou sur un *hôte* qu'il tue inévitablement au cours de son développement ou à sa fin, alors qu'un [parasite](#) ne tue pas son hôte.

**PARTHENOGENESE THELYTOQUE** n.f. Forme de reproduction au cours de laquelle les œufs se développent sans avoir été fécondés. La descendance ne comprend que des femelles.

**PATHOGENE** adj. Capable de provoquer une maladie.

**PAUROMETABOLE** adj. Insecte à développement sans métamorphose complète. La larve et l'adulte se ressemblent et vivent dans le même milieu.

**PEDICELLE** n.m. Second article des antennes.

**PELARGONIUM** n.m. Plante fleurie ornementale (famille des *Géraniacées*) originaire des régions tropicales.

**PETIOLE** n.m. Partie antérieure de l'abdomen, fortement rétrécie.

**PHLOEME** n.m. Tissu conducteur de la sève des végétaux vasculaires. Il a un rôle de réserve avec les [parenchymes](#) et un rôle de soutien avec les [fibres libériennes](#). Dans les troncs des [arbres](#) il peut faire partie de l'[écorce](#). Encore appelé "liber".

**PHOTOPERIODE** n.f. Durée d'exposition à la lumière.

**PHOTOSYNTHESE** n.f. Synthèse de substances organiques réalisée par certains organismes à partir de l'eau et du gaz carbonique en exploitant la lumière.

**PHYTOPHAGE** adj. Qui se nourrit de végétaux.

**PHYTOTOXIQUE** adj. Toxique aux Végétaux.

**PHYTOVIRUS** n.m. Virus s'attaquant aux Plantes en pénétrant dans la cellule végétale afin de détourner à son profit ses fonctions qui lui

permettent de se reproduire.

**PLANTULE** n.f. Jeune plante issue de la germination de la graine et se nourrissant aux dépens de celle-ci.

**POINSETTIA**. c'est un genre botanique maintenant invalide de la famille des *Euphorbiaceae*. C'est une euphorbe dite étoile de Noël à bractées colorées rouges, crèmes ou roses qui entourent les fleurs. Elle apparaît dans les étalages des jardinerias au moment des fêtes de fin d'année.

**POLYMERASE** n.m. Enzyme catalysant la liaison des nucléotides entre eux pour former

**POLYPHAGE** adj. Qui se nourrit de plusieurs espèces.

**POTENTIEL REPRODUCTEUR** n.m. Capacité d'une espèce de se reproduire. Il est exprimé en terme de fécondité, du rapport numérique des sexes et du taux de multiplication d'une population.

**PREDATEUR** adj. Qui attaque d'autres êtres vivants qu'il capture pour se nourrir.

**PREOVIPOSITION** n.f. Période qui sépare la sortie d'une femelle et la ponte du premier œuf.

**PROGENITURE** n.f. Descendance

**PRONOTUM** n.m. Face dorsale du premier segment thoracique.

**PROPHYLACTIQUE** adj. Qui fait appel à des mesures techniques ou culturelles pour empêcher l'apparition, le développement ou l'extension d'un ravageur ou d'une maladie.

**PUCERONS** n.m. Insectes Homoptères *Sternorrhynques* qui peuvent être aptères et/ou ailés, de couleur variable (vert pâle, rose, noir, noire...) avec deux prolongements qui terminent leur extrémité abdominale (cornicules). qui Ravageurs importants de plusieurs cultures (Arbres fruitiers, Céréales, Cultures maraichères et industrielles, Vigne, ...)

**PUPE** n.f. Nymphe incluse qui reste à l'intérieur de son enveloppe cuticulaire qui brunit et durcit formant le *puparium*. Elle ne s'alimente pas et reste généralement immobile.

**PUPARIUM** n.m. Tonnelet dans lequel se trouve cachée la larve; il est constitué par la dernière mue larvaire et, contrairement à la pupa proprement dite, il n'offre aucune indication quant à l'emplacement des ailes et autres appendices.

**PYRETHRINOÏDES** n.m. Produits voisins des pyréthrine à pouvoir insecticide persistant.

## **R**

**RACE** n.f. Subdivision de l'espèce, à caractères héréditaires, représentée par un groupement de populations.

**RADICELLE** n.f. Racine secondaire.

**RAVAGEUR** n.m. Qui cause des dégâts.

**REMANENCE** ou **PERSISTANCE** n.f. Durée pendant laquelle un produit phytosanitaire reste actif et efficace

**REPLICATION** n.f. Mécanisme biochimique par lequel une cellule produit deux molécules d'ADN ayant la même séquence. Elle permet la conservation de l'information génétique.

**RESIDU** n.m. Tout fragment d'une molécule qui en est détachable par hydrolyse et qui en constitue un des blocs élémentaires. Une ou plusieurs substances d'origine végétale, des produits comestibles d'origine animale, ou ailleurs dans l'environnement et constituant le reliquat de l'emploi d'un produit phytosanitaire ou phytopharmaceutique y compris leurs métabolites et produits issus

**RESISTANCE** n.f. Le plant infecté n'exprime aucun symptôme et l'agent pathogène n'y est pas détectable.

**ROSE D'INDE** n.f. Fleur ornementale jaune ou orange qui dégage un parfum poivré. Elle ressemble à l'œillet.

**ROSTRE** n.m. Labium allongé, segmenté (3 à 4 articles) et creusé en gouttière sur toute sa longueur. Il cache quatre longs stylets dont un à deux mandibulaires et deux maxillaires, profondément insérés à l'intérieur de la tête dans une poche buccale: Cas des *Hétéroptères*, *Homoptères*, Thrips et Moustiques.

## S

**SCAPE** n.m. Premier article des antennes; généralement plus long que les autres articles.

**SEGMENTS ABDOMINAUX**. Voir Abdomen

**SEX-RATIO** n.m. Rapport du nombre de mâles à celui des femelles.

**SOIE CAUDALE** n.f. Soie située à l'extrémité anale du corps d'un insecte.

**SOLANACEES**. Famille botanique à laquelle appartiennent des plantes dicotylédones, aux fleurs à pétales soudés, très fréquemment cultivées pour leur intérêt alimentaire (Tomate, pomme de terre, aubergine ...), ornemental ou médicinal.

**SPECIALITE COMMERCIALE** n.f. Produit (s) formulé (s) de composition définie, autorisé (s) à la vente sous un nom commercial de marque.

**STEMPHYLIUM**. Genre de champignon *Deutéromycète*, *Hyphale*, à conidiophores indifférenciés, de taille variable, à extrémité renflée, produisant des conidies à travers un pore. Spores brunes pluricellulaires, septées longitudinalement et transversalement, cylindriques à extrémités renflées.

**STERNORRHYNQUES** adj. Homoptères ayant un rostre qui part entre les hanches antérieures. Il est inséré très bas au dessous de la base des pattes antérieures. Leurs antennes sont formés de 3 à 11 articles sans fouet.

Ailes à nervation simplifiée.

**STIGMATE** n.m. Orifice respiratoire, externe des trachées. S'observe facilement chez les larves.

**STRUMUM OU STRUME**n.m. Sorte d'épines.

**STYLETS** n.m. Pièces longues, effilées, fines et perceuses au nombre de 4 chez les punaises dont deux mandibulaires et deux maxillaires, profondément insérés à l'intérieur de la tête dans une poche buccale. Ils sont très mobiles grâce à des muscles qui les font saillir ou se rétracter. Ces stylets se réunissent à la base du labium; ils sont étroitement coaptés,

et constituent un faisceau logé au repos dans la gouttière rostrale.

## **T**

**TARSE** n.m. Dernier article de la patte d'un insecte. Généralement formé de 2 à 5 articles, sauf chez quelques Aptérygotes et la plupart des larves d'holométaboles dont le tarse ne comporte qu'un article.

**TARSE PENTAMERE** n.m. Tarse formé de 5 articles.

**TAUX DE MULTIPLICATION** n.m. Rapport du nombre des femelles mères au nombre des adultes descendants parvenus au terme de leur développement imaginal. Il est établi généralement après la fin des émergences des adultes d'une population pour évaluer le taux de survie de la descendance depuis la ponte jusqu'à la sortie.

**THRIPS** n.m. Insectes minuscules de forme allongée (peu d'entre eux dépassent 2 mm), piqueurs-suceurs, typiquement pourvus de deux paires d'étroites ailes membraneuses et frangées de longues soies. Beaucoup sont phytophages dont certains occasionnent d'importants dommages aux cultures; d'autres sont prédateurs.

**TISSU** n.m. Ensemble de cellules différenciées groupées suivant un certain ordre et concourant à exercer la même fonction.

**TOLERANCE** n.f. Le plant infesté montre une quantité détectable de l'ADN de l'agent pathogène sans symptômes visibles.

**TROPHIQUE** adj. Alimentaire.

## **V**

**VECTEUR** adj. Hôte d'un agent pathogène capable de le transmettre à d'autres organismes différents.

**VEINE SUBMARGINALE** n.f. Nom donné à la nervure située au bord [antérieur](#) de l'[aile antérieure](#) chez les Insectes à [nervation simplifiée](#) comme les mouches blanches.

**VERBENACEE** n.f. Plante dicotylédone d'une famille comprenant de très nombreuses espèces herbacées ou arbustives comme la verveine et qui poussent surtout dans les zones subtropicales.

**VERTEX** n.m. Partie supérieure de la tête située entre et derrière les yeux.

**VERTICILLOSE** n.f. Maladie due à des champignons pathogènes qui se développent dans les vaisseaux des différents organes de la plante. Elle pénètre dans le système vasculaire et s'y développe en se ramifiant vers les parties aériennes où elle entrave la circulation de la sève, provoquant ainsi le dessèchement de la ramification atteinte.

**VORACITE** n.f. Grande capacité à manger.

## **X**

**XYLEME** n.m. Tissu végétal, formé de cellules vivantes, de fibres ligneuses et de vaisseaux conducteurs de la sève brute, constituant le [bois](#).



## ABREVIATIONS

<b>A.D.N :</b>	Acide Désoxyribonucléique.
<b>A.F.T :</b>	Eau physiologique tamponnée.
<b>Azrou PC1 :</b>	Première parcelle de tomate en plein champ suivie dans la commune d'Azrou.
<b>B.S.A :</b>	Bovine Serum Albumin
<b>C.A.T.V :</b>	Centre Agricole Technique de Vulgarisation.
<b>C.H.A :</b>	Complexe Horticole d'Agadir
<b>C.M.V :</b>	Centre de Mise en Valeur Agricole
<b>D.A.R</b>	Délai de traitement avant récolte
<b>Domaine BIO :</b>	Domaine où la tomate est conduite en biologique.
<b>E.A.C.C.E :</b>	Etablissement Autonome de Coordination et de Contrôle des Exportations
<b>H.R :</b>	Humidité Relative
<b>I.A.V. H II :</b>	Institut Agronomique et Vétérinaire Hassan II.
<b>I.G.R :</b>	Insect Growth Regulators
<b>I.V.I. A :</b>	Instituto Valenciano de Investigaciones Agrarias
<b>Lv :</b>	Larves
<b>L1 :</b>	Premier stade larvaire
<b>L2 :</b>	Deuxième stade larvaire
<b>L3 :</b>	Troisième stade larvaire
<b>L4 :</b>	Quatrième stade larvaire
<b>L.M.R</b>	Limite maximale résiduelle
<b>O.R.M.V.A.D :</b>	Office Régional de Mise en Valeur Agricole du Doukkala (El Jadida).
<b>O.R.M.V.A.H :</b>	Office Régional de Mise en Valeur Agricole du Haouz (Marrakech).
<b>O.R.M.V.A.S.M :</b>	Office Régional de Mise en Valeur Agricole du Souss Massa (Agadir).
<b>P.C.R :</b>	Polymerase Chain Reaction (Réaction de Polymérisation en Chaîne).
<b>PROTARS :</b>	Programme Thématique d'Appui à la Recherche Scientifique
<b>Pu :</b>	Pupes
<b>R.A.P.D :</b>	Randon Amplified Polymorphic DNA
<b>T.U :</b>	Taux d'utilisation des insecticides
<b>TYLCV :</b>	Tomato Yellow Curl Virus (Maladie des feuilles jaune de tomate en cuillère)
<b>U.S.A :</b>	Etats-Unis d'Amérique
<b>U.V :</b>	Ultraviolets



## Sommaire

AVANT PROPOS .....	1
INTRODUCTION .....	5
PREMIERE PARTIE .....	9
CHAPITRE I : DESCRIPTION DE <i>Bemisia tabaci</i> .....	10
1.1 Position systématique.....	10
1.2 Morphologie.....	10
1.3 Détermination des biotypes de <i>Bemisia tabaci</i> .....	11
CHAPITRE II : PLANTES-HOTES ET MODE DE REPARTITION .....	22
I. Plantes hôtes .....	22
I.1 Inventaire .....	22
I.2 Variation de la densité larvaire de <i>B. tabaci</i> par type de plante. ....	25
I.3 Choix de l'aubergine comme moyen de piégeage et de lutte contre <i>B.tabaci</i> .....	27
II. Mode de répartition de <i>B tabaci</i> sur la plante hôte .....	28
II.1 Répartition horizontale .....	28
II.2 – Répartition verticale .....	32
CHAPITRE III : NATURE DES DEGATS ET IMPORTANCE ECONOMIQUE .....	34
I. Dégâts directs .....	34
II. Transmission des virus .....	34
III. Niveau d'infestation .....	35
CHAPITRE IV : ETUDES BIOECOLOGIQUES SUR <i>Bemisia tabaci</i> DANS LA REGION DU SOUSS MASSA .....	43
I. Cadre de l'étude .....	43
II. Dénombrement des différents stades d'aleurodes sur plantes .....	43
III. Piégeage des adultes d'aleurodes sur plaques jaunes .....	44
IV. Initiation de l'élevage de <i>Bemisia tabaci</i> .....	44
Lieu (axe).....	46
V. Analyse de la composition démographique .....	48
VI. Suivi des émergences des aleurodes .....	51
VII. Potentiel reproducteur de <i>B tabaci</i> .....	66
VII.1. Durée du développement.....	66
VII.2. Longévité des adultes .....	67
VII.3. Rapport numérique des sexes .....	67
VII. 4. Fécondité des femelles .....	69
VIII. Ennemis naturels autochtones.....	70
VIII.1. Espèces rencontrées .....	70
Figure 14 : Description morphologique de <i>Eretmocerus eremicus</i> .....	77
VIII.2. Cas de <i>Nesidiocoris tenuis</i> .....	82
DEUXIEME PARTIE .....	89
LA MALADIE DES FEUILLES JAUNES EN CUILLERE DE LATOMATE ( <i>GEMINIVIRUS</i> ou <i>TYLCV</i> ).....	89
GENERALITES SUR LE <i>TYLCV</i> .....	90
CHAPITRE I : SUIVI DES SYMPTOMES DU <i>TYLCV</i> .....	93
I. Plantes hôtes du <i>TYLCV</i> .....	93
II. Evolution des infections du <i>TYLCV</i> .....	93
Référence.....	95
CHAPITRE II : METHODES DE DIAGNOSTIC DU <i>TYLCV</i> .....	101
I. Détection par la technique de la PCR .....	102
I.1 Prélèvement des échantillons.....	102
I.2 Mise au point de la technique de la PCR .....	102
I.3 Résultat d'extraction des acides nucléiques .....	103

I.4 Polymerase Chain Reaction (PCR) .....	104
II. Détection par la technique TAS-ELISA .....	104
II.1 Extraction des échantillons .....	104
II.2 Etapes la réaction .....	105
III. Détection par la technique de l'Immunoprint .....	106
IV. Délais d'apparition des symptômes et de détection du <i>TYLCV</i> .....	107
CHAPITRE III: ACQUISITION ET TRANSMISSION DU <i>TYLVC</i> PAR <i>B.tabaci</i> .....	112
I. Matériel nécessaire .....	112
I.1 Matériel végétal .....	112
I.2 Matériel biologique .....	112
I.3 Matériel technique .....	113
II. Méthode d'observation .....	113
II.1 Estimation de la durée d'acquisition .....	113
II.2 Estimation de la durée de transmission .....	114
III. Délais d'infection, d'acquisition et de transmission du <i>TYLCV</i> .....	114
III.1 Durée d'Acquisition .....	115
III.2 Durée de transmission .....	115
CHAPITRE IV : TOLERANCE AU <i>TYLCV</i> .....	118
I. Généralités .....	118
II. Situation au Maroc .....	120
III. Exemple d'essais de tolérance de quelques variétés de tomate .....	123
IV. Evaluation de quelques paramètres indicateurs de la tolérance au <i>TYLCV</i> .....	130
IV.1 La hauteur des plantes .....	130
IV.2 Le nombre de fruits par plant .....	130
IV.3 Le poids des fruits par plant .....	131
IV.4 Le Calibre des fruits récoltés .....	132
TROISIEME PARTIE .....	136
MESURES DE LUTTE ENTREPRISES CONTRE LE <i>TYLCV</i> ET SON PRINCIPAL VECTEUR <i>B. TABACI</i> .....	136
CHAPITRE I: MESURES PREVENTIVES EN PEPINIERE .....	138
CHAPITRE II: METHODES DE LUTTE EN SERRE DE PRODUCTION .....	141
I. Mesures prophylactiques .....	141
I.1 Etat sanitaire et propreté de la serre .....	141
I.2 Les types de filets latéraux et faitiers .....	142
I.3 Les portes SAS et ouvertures de protection .....	143
I.4 Les arrachages .....	144
I.5 Les variétés tolérantes .....	145
II. Moyens chimiques .....	146
II.1 Diagnostic .....	146
II.2 Principaux insecticides utilisés contre <i>B.tabaci</i> .....	149
II.3 Difficultés d'utilisation .....	150
II.4 Paramètres de protection .....	151
II.5 Mode d'application des différents traitements .....	152
III. Mesures biologiques .....	153
III.1 Les prédateurs .....	153
III.2 Les parasitoïdes .....	158
III.3 Les champignons entomopathogènes .....	159
IV. Protection intégrée .....	160
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES .....	173
ABREVIATIONS .....	203





**More  
Books!** 



**yes** Oui, je veux morebooks!  
**I want morebooks!**

Buy your books fast and straightforward online - at one of the world's fastest growing online book stores! Environmentally sound due to Print-on-Demand technologies.

Buy your books online at  
**[www.get-morebooks.com](http://www.get-morebooks.com)**

Achetez vos livres en ligne, vite et bien, sur l'une des librairies en ligne les plus performantes au monde!

En protégeant nos ressources et notre environnement grâce à l'impression à la demande.

La librairie en ligne pour acheter plus vite  
**[www.morebooks.fr](http://www.morebooks.fr)**

SIA OmniScriptum Publishing  
Brivibas gatve 197  
LV-103 9 Riga, Latvia  
Telefax: +371 68620455

[info@omniscrptum.com](mailto:info@omniscrptum.com)  
[www.omniscrptum.com](http://www.omniscrptum.com)

OMNIscriptum 





