

Étude du potentiel biotique du parasitoïde *Encarsia sophia* dans des conditions contrôlées

Study of the biotic potential of the parasitoid *Encarsia sophia* under controlled conditions

Ben Belgacem Ali * and Belkhadi Mohamed Sadok

Laboratoire de l'aridiculture et cultures oasiennes, Institut des régions arides, Médenine 4119, Tunisie.

Article info

Reçu le 21 Septembre 2020
Accepté le 27 Novembre 2020

Mots clés : *Bemisia tabaci*,
Nesidiocoris tenuis, *Eretmocerus mundus*, *Encarsia sophia*,
parasitoïdes, contrôle
biologique.

* Auteur correspondant
benbelgacem5@yahoo.fr

Article info

Received : 21 September 2020
Accepted : 27 November 2020

Keywords: *Bemisia tabaci*,
Nesidiocoris tenuis,
Eretmocerus mundus, *Encarsia sophia*,
parasitoids, biological
control.



Copyright©2020 JOASD

* Corresponding author
benbelgacem5@yahoo.fr

Conflict of Interest : The
authors declare no conflict of
interest

Résumé

Bemisia tabaci Gennadius (1889) est un ravageur phytophage affectant diverses cultures partout dans le monde. La lutte biologique contre *B. tabaci* se base sur l'utilisation de ses ennemis naturels surtout les parasitoïdes et les prédateurs. Dans ce contexte, plusieurs espèces parasitoïdes du genre *Eretmocerus* et *Encarsia* et des prédateurs (comme *Nesidiocoris tenuis*) dont l'efficacité a été prouvée, sont utilisées dans la lutte contre cette mouche blanche.

L'évaluation des potentialités du parasitoïde indigène *Encarsia sophia* a montré une performance à limiter les populations de *B. tabaci* dans les serres géothermiques dans le Sud Tunisien. Cependant à 25°C et à une humidité relative variable entre 55 et 75%, le taux de parasitisme d'*E. sophia* des larves L2, L3 et L4 de *B. tabaci* sur culture d'aubergine est de $14,72 \pm 5,60\%$.

Il est conclu que l'usage cet ennemi indigène de *B. tabaci* peut remédier la multiplication de ce ravageur.

Abstract

Bemisia tabaci Gennadius (1889) is a phytophagous pest affecting various crops all over the world. Biological control against *B. tabaci* is based on the use of its natural enemies, especially parasitoids and predators. In this context, several parasitoid species of the genus *Eretmocerus* and *Encarsia* and predators (such as *Nesidiocoris tenuis*) whose effectiveness has been proven, are used in the control of this white fly.

The evaluation of the potentialities of the indigenous parasitoid *Encarsia sophia* has shown a performance in limiting the populations of *B. tabaci* in geothermal greenhouses in southern Tunisia. However at 25 ° C and relative humidity varying between 55 and 75%, the parasitism rate of *E. sophia* of *B. tabaci* larvae L2, L3 and L4 on eggplant culture is $14.72 \pm 5.60\%$.

It is concluded that the use of this native enemy of *B. tabaci* can remedy the multiplication of this pest.

1. INTRODUCTION

L'espèce *B. tabaci* est un ravageur cosmopolite ayant une distribution mondiale dans différentes zones climatiques. Sa grande prolificité, sa petite taille et sa haute capacité de dispersion sont à l'origine de sa classification comme un ravageur

d'importance mondiale (Musa et Ren, 2005). La nuisibilité des aleurodes s'exprime par des dégâts directs liés à l'activité propre de l'insecte, et par des dégâts indirects qui se traduisent par la transmission de virus et le développement de fumigines (Schuster et al., 1996).

De part sa polyphagie, son taux élevé de reproduction et sa faculté d'être vecteur de virus, ce ravageur est devenu un véritable fléau dans la plupart des régions (Oliveira et al., 2001). La lutte contre ce vecteur peut se faire de différentes façons à noter la lutte biologique. La lutte biologique est intéressante face aux limites de la lutte chimique sous serres. L'utilisation des auxiliaires, combinée avec des moyens mécaniques, permet de diminuer les populations. Les aleurodes ont un grand nombre d'ennemis naturels comprenant des insectes prédateurs, des parasitoïdes et même des champignons entomopathogènes (Onillon, 1990). La recherche sur le complexe des ennemis naturels des aleurodes, a indiqué que les parasitoïdes appartenant à la famille des Aphelinidae sont les auxiliaires les plus prometteurs pour la lutte biologique contre ces ravageurs (Gerling, 1990 ; Onillon, 1990). C'est ainsi que les espèces des deux genres : *Encarsia* et *Eretmocerus* constituent les ennemis naturels les plus importants des aleurodes (Gerling, 1990; Polaszek et al., 1992). D'ailleurs, les travaux de Belkadhi en 2004 dans les serres géothermiques du sud Tunisien ont montré la présence de ces deux parasitoïdes en association.

Le parasitoïde *E. sophia* (Hymenoptera: Aphelinidae) est l'un des plus importants ennemis naturels qui peuvent attaquer le ravageur *B. tabaci* (Kapadia et Puri, 1990; Gerling et al., 1998; Hunter et Kelly, 1998; Antony et al., 2003; Zang et Liu, 2008; Shi et al., 2009). Dans certaines régions du monde, ce parasitoïde a été utilisé comme agent biologique contre le biotype « B » de *B. tabaci* (De Barro, 1995; Gerling, 1996).

L'espèce *E. sophia* a été décrite pour la première fois par Timberlake (1926) (Ting-Hui Chen et al. 2013). *Coccophagus sophia* (Girault et Dodd), *Prospaltella transvena* Timberlake, *P. sophia* (Girault et Dodd), *P. sublutea* Silvestri, *P. bemisiae* Ishii, *P. flava* Shafee, *E. shafeei* Hayat, et *E. transvena* (Timberlake) sont considérés comme des synonymes d'*E. sophia* (Hernandez-Suarez et al., 2003; Schmidt and Polaszek, 2007). *E. sophia* ou *E. transvena* est une espèce cosmopolite (Antony et al., 2003; Pavis et al., 2003; Otim et al., 2005; Simmons et Abd-Rabou 2005) et a été signalé en Tunisie en 1996 (Chermiti et al., 1997).

E. sophia est un endoparasite, c'est-à-dire que l'œuf est déposé à l'intérieur de son hôte et que la larve se nourrit de l'hémolymphe avant de détruire les organes et de se nymphoser dans le corps de sa victime. Ferrière, (1965) a classé les stades post-embryonnaires en larves primaires

qui se développent en larves matures. Après s'être nourri de l'hémolymphe de sa victime, la larve, arrivée au dernier stade, consomme le contenu de son hôte et se transforme en pré-nymphé puis en nymphé. Celle-ci a la tête située vers la partie postérieure de l'hôte et le ventre tourné vers le haut, ce qui permet à l'adulte, lors de l'émergence, d'aménager directement un trou circulaire dans l'épiderme de la larve de *B. tabaci*.

Avant d'envisager l'utilisation du parasitoïde *E. sophia* dans le contrôle biologique de *B. tabaci*, il est nécessaire d'entreprendre l'étude de son potentiel biotique dans les conditions contrôlées du laboratoire. Ainsi, nous pouvons préciser certaines données essentielles qui permettent de déterminer les performances de l'agent biologique en vue de son utilisation pour contrôler l'insecte phytophage. Notre étude est basée essentiellement sur les critères suivants : la longévité, la durée de développement pré-imaginal et le taux de parasitisme de la femelle d'*E. sophia*.

2. MATERIEL ET METHODES

2.1. Matériel végétal

L'aubergine *Solanum melongum* (Miller) de la famille des Solanaceae, se caractérise par sa qualité et sa capacité de la multiplication des aleurodes ce qui implique la présence d'une population larvaire assez dense sur la face inférieure des feuilles. Pour ces raisons elle a été choisie comme une plante hôte cultivée dans une chambre de culture dont les feuilles sont utilisées comme support de ponte pour les femelles de *B. tabaci*.

2.2. Matériel animal

Pour cette expérimentation on a utilisé le ravageur et son parasitoïde :

- *B. tabaci* de biotype B a été élevé sur culture d'aubergine dans une serre expérimentale d'environ 480 m² de superficie installée au sein du site d'expérimentation de la culture géothermique à l'IRA Kébili.

- *E. sophia* est élevé sur la population larvaire de *B. tabaci* qui est installée sur culture d'aubergine sous une serre géothermique.

2.3. Mise en place de la culture d'aubergine

Afin de réaliser l'étude du potentiel biotique d'*E. sophia*, la plantation d'une culture d'aubergine a eu lieu le premier novembre 2011 sous une serre mono-tunnel en plastique sur le site

d'expérimentation de l'IRA Kébili. Cette serre est conduite selon les techniques normales habituelles nécessaires pour une serre géothermique.



Figure 1. Mise en place des plants d'aubergine dans des petites cages sous une serre vitrée.

Dès le début de février 2012, on a observé une population importante de larves et d'adultes de *B. tabaci* sur la culture d'aubergine. En outre, cette culture a montré une population importante de larves de *B. tabaci* parasitées par des parasitoïdes indigènes : *E. sophia* et *E. mundus*. Dans le cas de cette étude l'aubergine constitue la source de *B. tabaci* et de son parasitoïde *E. sophia*. Le 15 janvier 2012 on a préparé une pépinière d'aubergine. Cette dernière est mise sous une serre mono-tunnel en plastique. Elle est protégée par un filet insect-proof pour éviter toute source de contamination.

Au stade 2 feuilles, le 15 février 2012, les plants d'aubergine ont été transplantés dans des pots de 2 litres sur un substrat de tourbe à raison de 1 plant/pot. Chaque pot est mis sous une cage à insect-proof, de 60 cm de hauteur et 40 cm de largeur. L'ensemble des cages ont été placées dans une chambre de culture de 9 m² bien isolée de l'environnement extérieur (Figure 1). Cette chambre a été conçue de façon à réussir l'élevage des insectes isolément du milieu extérieur et à éviter par conséquent toute source de contamination. La température a été fixée à 25°C et l'humidité relative enregistrée était variable entre 55 et 75%. Ces plants en pots ont subi des techniques culturales bien déterminées : ils ont été irrigués quotidiennement et ils ont été fertilisés régulièrement chaque deux jours par une solution fertilisante nutritive (20-20-20).

2.4. La contamination des plants d'aubergine par *B. tabaci*

Des adultes de *B. tabaci*, élevés sous une serre géothermique à l'IRA Kébili, ont été aspirés à l'aide d'un aspirateur à bouche et ils ont été mis dans des petits tubes en plastique de 30 ml de volume avec 1 individu/tube. Au laboratoire et sous une loupe binoculaire, le sexe de l'individu

piégé à été déterminé dans le tube. A partir du premier mars, on a commencé à introduire les adultes de *B. tabaci* dans chaque cage renfermant un plant sain d'aubergine au stade 4 feuilles. Cette contamination s'est faite à raison de 10 couples (10♀+10♂) de *B. tabaci*/plant. Cinq jours après leur introduction, les adultes de *B. tabaci* lâchés sont enlevés de chaque plant d'aubergine à l'aide d'un aspirateur à bouche. Cette méthode de lâcher des adultes d'aleurode, permet d'avoir une population larvaire importante de *B. tabaci*. De plus on peut avoir une population larvaire constituée par tous les stades larvaires (L2 ; L3 et L4 surtout) qui sont exposés à la ponte de la femelle de parasitoïde.

2.5. Préparation du parasitoïde *E. sophia*

On prélève à partir des plants d'aubergine de la serre géothermique du site d'expérimentation de l'IRA Kébili les feuilles les plus infestées par la mouche blanche. Cette population larvaire de *B. tabaci* était fortement parasitée par *E. sophia*. Les nymphes parasitées prêtes à éclore sont décollées soigneusement sous loupe binoculaire à partir de la face inférieure des feuilles et mises isolément dans des tubes en plastique de 30 ml de volume. Afin d'éviter tout accident d'émergence de la nymphe de parasitoïde (nymphe renversée surtout), la nymphe est décollée avec un morceau de la feuille sur lequel elle est fixée et collée sur la paroi interne du tube à l'aide d'une goutte de substance nutritive visqueuse synthétisée à partir de datte (« miel de dattes »). Cette substance synthétisée au laboratoire de biotechnologie à l'IRA, constitue aussi une source de nutrition pour l'adulte du parasitoïde après son émergence. Pour éviter la déshydratation de la nymphe et la mort de l'adulte après son émergence, chaque tube est fermé par un insect-proof pour une bonne aération. Pour l'émergence des adultes d'*E. sophia*, les tubes préparés sont mis sur un support dans la chambre de culture à 25°C pendant 24 heures. Le lendemain, les adultes du parasitoïde fraîchement émergés sont observés sous loupe binoculaire pour déterminer le sexe de l'individu dont les critères distinctifs sont les suivants :

- *Encarsia* mâle : 7 articles antennaires et la formule est 1132.
- *Encarsia* femelle : 8 articles antennaires et la formule est 1142.

5.6. Préparation des clip-cages

A l'aide d'un aspirateur à bouche on met dans chaque clip-cage un couple d'adulte d'*E. sophia* fraîchement émergés (Figure 2). On suspend les

clip-cages sur les feuilles d'aubergine déjà infestées par *B. tabaci*. On place la clip-cage sur la feuille de façon que les adultes d'*Encarsia* à l'intérieur soient en face avec le morceau de la feuille renfermant une vingtaine de larves saines de *B. tabaci*.

Mais malgré toutes les précautions prises, on a remarqué parfois un problème de fuites des adultes. C'est pourquoi pour réduire ce risque, on a mis sur chaque clip cage, après son emplacement sur la face inférieure de feuille, un bracelet plastique pour améliorer l'adhésion entre la feuille et la clip-cage afin d'empêcher la sortie des adultes (Figure 3). Un contrôle quotidien des clip-cages est très important pour vérifier l'état des adultes. Les mâles qui sont morts ne sont jamais remplacés alors que la mort de la femelle marque la fin de la série. Lors de ce contrôle les clip-cages ont été déplacées vers de nouvelles feuilles. Simultanément avec le changement de chaque clip-cage, on a dû marquer la feuille ancienne par une étiquette sur laquelle on a noté les informations nécessaires (numéro de la feuille et jour d'observation,...) sans oublier de signaler le contour de la clip-cage sur la feuille à l'aide d'un marqueur pour faciliter par la suite le suivi du développement pré-imaginal d'*E. sophia*. Cette opération s'est répétée pour toutes les autres clip-cages.

Il est à noter qu'on a assisté parfois à une fixation de l'adulte sur la feuille ce qui rend difficile le changement de la clip-cage. On est arrivé à surmonter ce problème en soufflant légèrement à l'intérieur de la clip-cage avant son ouverture. Quotidiennement, sous loupe binoculaire on a suivi directement au niveau de la feuille d'aubergine, le développement pré-imaginal (embryonnaire + larvaire) du parasitoïde.



Figure 2. Introduction du couple d'*E. sophia* dans la clip-cage.



Figure 3. Emplacement des clip-cages sur l'extrémité des feuilles d'aubergine.

Dès qu'on a remarqué l'apparition du méconium au niveau des pupariums de *B. tabaci* parasités par *E. sophia* dont on a fait le suivi, on a dénombré les larves qui sont parasitées et celles qui sont saines. En plus, le moment d'émergence des adultes de parasitoïde a été indiqué afin de déterminer la durée de développement préimaginal.

La femelle d'*Encarsia* s'attaque à certaines larves de la mouche blanche pour se nourrir, qui seront vidées de leur contenu. C'est ainsi que dans une même population on rencontre des larves parasitées et d'autres prédatées ce qui augmente davantage la régulation biologique de la population de la mouche blanche. Pour ceci le nombre des larves prédatées par femelle a été enregistré quotidiennement.

Ce dispositif expérimental a permis d'étudier les caractéristiques biologiques suivantes :

- La longévité des adultes femelles : c'est la durée de vie de l'imago dès son émergence jusqu'à sa mort (en jours).
- La fertilité de la femelle : C'est le nombre moyen d'adultes émergés (= descendants) pendant toute la vie de la femelle.
- La durée de développement pré-imaginal : la durée de développement embryonnaire et le développement larvaire (de la ponte de l'œuf jusqu'à l'émergence de l'adulte).

Malgré les accidents et les problèmes rencontrés au cours de cette expérimentation, notamment les fuites d'adulte des clip-cages, le détachement et la dessiccation de la feuille portant la clip-cage, ..., on a pu suivre le comportement biologique de dix couples d'*E. sophia*, mis chacun dans une clip-cage.

2.6. Analyse statistique

L'analyse statistique a été réalisée avec le logiciel SPSS 17. Le seuil de signification (α) fixé pour toutes les analyses est de 5%. Une analyse de

variance (procédure sur SPSS) a été réalisée sur l'ensemble des données. Un test de comparaison des moyennes deux à deux (procédure sur SPSS : Student-Newman-Keuls), a été également effectué pour réaliser des groupes au sein des paramètres étudiés.

3. RESULTATS

3.1. Taux de parasitisme

Le taux de parasitisme de *B. tabaci* par *E. sophia* sur la culture d'aubergine a une valeur moyenne de $14,72 \pm 5,60\%$ (Figure 4). Il varie significativement en fonction du stade de développement de *B. tabaci* ($p < 0.001$). Les larves des 3ème et 4ème stades larvaires de *B. tabaci* sont les plus parasitées, avec des taux de parasitisme moyen de $45,90 \pm 9,96\%$ et $36,86 \pm 4,39\%$ respectivement. Par contre le 2ème stade larvaire est le moins parasité avec un taux de parasitisme moyen de $17,23 \pm 11,01\%$ (Figure 5). La comparaison des moyennes par le test S-N-K a permis de distinguer trois groupes différents désignés par les lettres a, b et c – Figure 5). On peut parler d'une préférence larvaire de parasitisme d'*E. sophia* vis-à-vis surtout du stade L3 puis L4 de *B. tabaci*. Il ressort de ces résultats que le parasitoïde *E. sophia* est caractérisé par une préférence larvaire pour le 3ème stade larvaire, suivie par le 4ème stade (Figure 5). Le taux moyen de parasitisme journalier varie selon l'âge de la femelle d'*E. sophia* (Figure 6). Ce taux atteint des valeurs relativement importantes entre le 2ème et le 5ème jour de la vie de la femelle avec un maximum observé le 3ème jour ($5,4 \pm 1,26$ descendants/♀). Ainsi dans le cadre d'un programme de lutte, l'introduction du parasitoïde *E. sophia* doit coïncider avec une population larvaire de *B. tabaci* représentée dans sa majorité par des stades L3 et L4, notamment durant les trois premiers jours de la vie de la femelle d'*E. sophia*.

3.2. Durée de développement pré-imaginal

La durée de développement pré-imaginal d'*E. sophia* est en moyenne de $15,72 \pm 2,82$ jours. La comparaison des moyennes montre qu'il y a une différence significative selon le stade parasité de *B. tabaci* ($ddl=2$, $F=54,36$) (Figure 7). La durée la plus courte a été enregistrée sur L3 ($13,25 \pm 1,29$ jours) et celle la plus longue a été enregistrée sur L2 ($19,3 \pm 1,88$ jours). Le stade de développement de *B. tabaci* préféré par la femelle d'*E. sophia* pour déposer ses œufs (L3), est aussi le stade dans lequel la durée de développement de l'œuf et de

la larve de ce parasitoïde est la plus courte. Ceci traduit que L3 est le milieu le plus convenable pour le développement des stades pré-imaginaux d'*E. sophia*. Il y a une corrélation entre la préférence larvaire (taux de parasitisme) et la durée de développement d'*E. sophia*.

3.3. Longévité de la femelle

La longévité moyenne des adultes femelles d'*E. sophia* est relativement courte ($7,5 \pm 2,32$ jours), avec une longévité minimale de 4 jours et une maximale de 10 jours. La mort des adultes mâles est généralement survenue avant la mort de la femelle.

4. DISCUSSION

Cette étude a montré que le taux de parasitisme des larves de *B. tabaci* par *E. sophia* sur culture d'aubergine à 25°C et à une humidité relative variable entre 55 et 75%, est de $14,72 \pm 5,60\%$. Selon Xiao et al., (2011) le pourcentage de parasitisme total d'*E. sophia* sur larves de *B. tabaci* élevées sur culture de tomate varie entre 29 et 45,9%.

Cette étude a montré que l'activité parasitaire est plus importante sur le 3ème et le 4ème stade larvaire de *B. tabaci*. Ces résultats se rapprochent de ceux obtenus avec *E. transvena* (= synonyme *E. sophia*), par Antony et al., (2003) qui ont observé que si les adultes de parasitoïdes se contaminaient sur tous les stades larvaires, la femelle choisissait de préférence L3 et L4 pour pondre. Ceci traduit une capacité de discrimination importante du stade de l'hôte. Ceci a été montré chez de nombreux parasitoïdes (Gauthier et al., 1996).

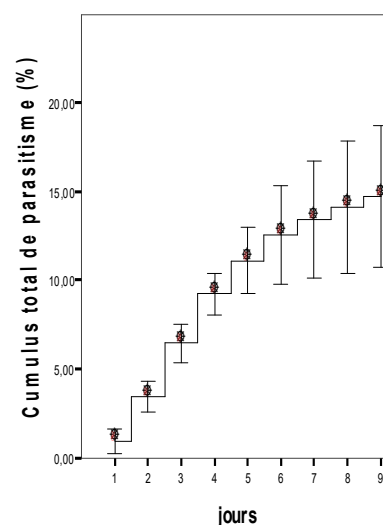


Figure 4. Taux moyen cumulé de parasitisme d'*E. sophia* sur les larves de *B. tabaci*.

La femelle d'*E. mundus* présente quant à elle une préférence larvaire pour la ponte vis-à-vis du stade L2 de *B. tabaci* avec une fécondité totale moyenne de 26,88 œufs/femelle (Belkadhi, 2004) et une fécondité journalière moyenne de 15,3 œufs/jour (Kamil, 2007). Généralement, Le taux de parasitisme d'*E. mundus* sur les larves de *B. tabaci* est plus important que celui d'*Encarsia* (De Barro et al., 2000).

Le taux de parasitisme d'*Eretmocerus* et d'*Encarsia* varie aussi selon la plante hôte de *B. tabaci* (De Barro et al., 2000). Par exemple la fécondité journalière d'*E. formosa* est de $5,6 \pm 1,2$; $7,7 \pm 2,2$ et de $8,2 \pm 1,1$ œufs/femelle respectivement sur le soja, la tomate et l'hibiscus. Alors que la fécondité journalière d'*Er. mundus* est de $10,6 \pm 2,0$, $10,8 \pm 1,5$ et de $15,0 \pm 1,9$ œufs/femelle respectivement sur le coton, la tomate et le melon (De Barro et al., 2000).

La température d'élevage du parasitoïde constitue aussi un facteur important qui agit sur la fertilité de la femelle d'*Encarsia*. En effet, la fécondité augmente à des températures moyennes entre 20 et 25°C. Par exemple la fécondité moyenne des femelles d'*E. acaudaleyrodus* est de 34,2 et 54,6 œufs/femelle respectivement à 20 et 25°C (Nooshin et al., 2011). A des températures plus élevées la fécondité d'*Encarsia* diminue. La fécondité moyenne des femelles d'*E. acaudaleyrodus* est de 30,6 et 20,1 œufs/femelle respectivement à 30 et 32°C (Nooshin et al., 2011).

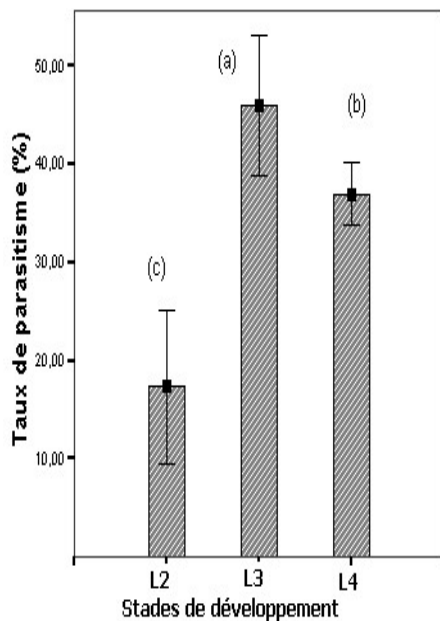


Figure 5. Taux moyens de parasitisme d'*E. sophia* en fonction des stades de développement de *B. tabaci*.

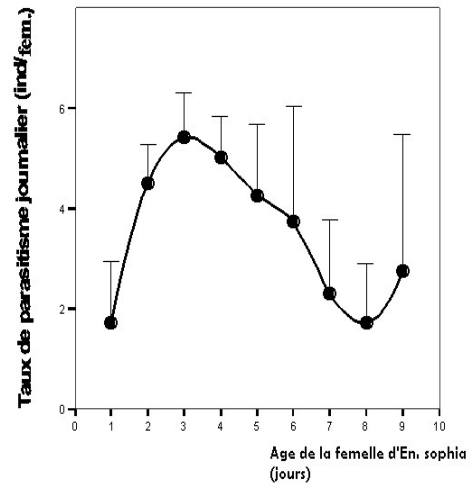


Figure 6. Evolution des taux moyens (\pm SD) de parasitisme journalier d'*E. sophia* en fonction de son âge.

Cette étude a montré que la durée moyenne de développement pré-imaginal d'*E. sophia* a une valeur moyenne de $15,72 \pm 2,82$ jours. Cette durée de développement dépend du stade larvaire de l'hôte. Elle est plus longue sur le 2ème stade larvaire et plus courte sur L3 puis sur L4. Cette observation est importante car elle permet de déterminer la période optimale de lâcher des parasitoïdes dans un programme de lutte biologique. Le lâcher d'*E. sophia* dans une serre infestée par la mouche blanche avec une densité larvaire importante au stade L3, permettrait d'avoir en une courte durée un nombre élevé d'adultes de parasitoïde, ce qui constitue donc une efficacité d'intervention pour le traitement de la serre. La détermination de la période idéale des lâchers des ennemis naturels est un facteur primaire pour l'obtention d'une synchronisation nécessaire avec leurs hôtes et leurs éventuelles interactions (Onillon, 1990).

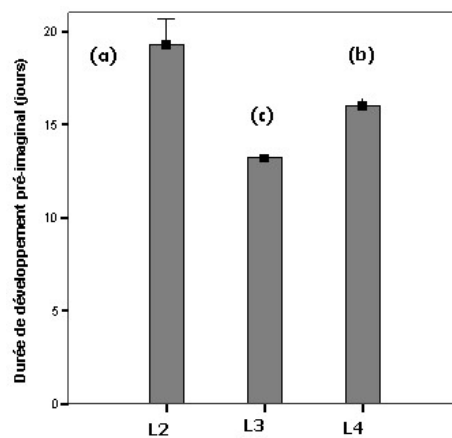


Figure 7. Variation de la durée de développement pré-imaginal d'*E. sophia* selon le stade parasité de *B. tabaci*.

De même plusieurs études ont montré que la durée de développement pré-imaginal d'*E. mundus* varie selon le stade parasité de *B. tabaci*. La durée la plus courte d'*E. mundus* est enregistrée sur la larve parasitée L2, elle est de 15,2 jours à 25°C et à 70% HR (Kamil, 2007). Jones et Greenberg (1998) ont montré que la durée de développement pré-imaginal la plus longue est enregistrée sur les larves L1 de *B. argentifolii* parasitées par *E. mundus*. La durée de développement pré-imaginal varie aussi selon la température d'élevage. *E. acaudaleyrodis* (Hayat), parasitoïde de *B. tabaci*, présente une durée de développement pré-imaginal (de l'œuf à l'adulte) qui diminue avec l'augmentation de la température : 20,3 jours à 20°C et 9,0 jours à 32°C (Nooshin et al., 2011). De même la durée de développement pré-imaginal d'*E. inaron* (Walker) est de 55 à 60 jours à 15 ± 1°C et de 14 à 17 jours à 30 ± 1°C. Le seuil de température de développement embryonnaire et larvaire d'*E. formosa* (Gahan) parasitant *B. argentifolii* pour achever le stade adulte est de 11,5°C (Qiu et al., 2004).

La durée de développement pré-imaginal d'*Encarsia* sp. varie aussi selon le sexe du parasitoïde. Elle est en effet plus longue chez les femelles d'*Encarsia* sp. (Grankiné, 2005), conformément aux observations de Gerling et al. (1986) chez une autre espèce *E. deserti*. Dans nos conditions d'expérimentation (dans une clip-cage à 25°C), la longévité d'une femelle adulte d'*E. sophia* est relativement faible (7,5 ± 2,32 jours). L'augmentation de la température agit en diminuant la longévité d'*Encarsia*. La longévité moyenne des femelles d'*E. acaudaleyrodis* est de 21,1 ; 14,7 ; 10,0 et 9,1 jours respectivement à 20, 25, 30 et 32°C (Nooshin et al., 2011).

5. CONCLUSION

L'évaluation des potentialités de parasitoïde indigène *E. sophia* a montré une certaine performance pour limiter les populations de *B. tabaci* dans les serres géothermiques dans le sud tunisien. Belkadhi en (2004) a également montré une potentialité importante de l'autre parasitoïde indigène *E. mundus* contre ce même ravageur. Ceci ouvre des perspectives pour l'utilisation de ces parasitoïdes indigènes en tant que moyens biologiques dans un programme d'une lutte intégrée. La commercialisation de ces parasitoïdes indigènes nécessite leur production de masse et aussi leur conservation au froid.

REFERENCES

- Antony, B., Palaniswami, M.S., Henneberry, T.J. (2003). *Encarsia transvena* (Hymenoptera: Aphelinidae) development on different *Bemisia tabaci* Gennadius (Homoptera: Aleyrodidae) instars. *Environ Entomol* 32:584–591.
- Belkadhi, M.S. (2004) Etude bioécologique de *Bemisia tabaci* (Homoptera : Aleyrodidae) dans les serres géothermiques du sud tunisien. Possibilité de son contrôle biologique au moyen de parasitoïdes indigènes. (mémoire de thèse).
- Chermiti, B., Brahem, M., Cenis, J.L., Alonso, C., Beitia, F. (1997). La présence en Tunisie des biotype B et non B de *B. tabaci* (Homoptera, Aleyrodidae) et de leurs parasitoïdes associés. *Bulletin OILBtrop/IOBC Wprs.* 20(4), 108-113.
- De Barro, P.J. (1995). *Bemisia tabaci* biotype B: a review of its biology, distribution and control. Commonwealth Scientific and Industrial Research Organization, Canberra, ACT, Australia.
- De Barro, P. J., Hart, P. J., Morton, R. (2000). The biology of two *Eretmocerus* spp. (Haldeman) and three *Encarsia* spp. Forster and their potential as biological control agents of *Bemisia tabaci* biotype B in Australia. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 94, 93–102.
- Ferrière, CH. (1965). Hymenoptera Aphelinidae d'Europe et du bassin méditerranéen. Ouvrage publié avec le concours du Centre national de la recherche scientifique. Masson et Cie Éditeurs 120, Boulevard Saint-Germain, PARIS (6e).
- Gauthier, N., Monge, J.P., Huignard, J. (1996). Superparasitism and host discrimination in the solitary ectoparasitoid *Dinarmus basalis*. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 79, 91–99.
- Gerling D., Howoritz A.R. (1986) Autoecology of *Bemisia tabaci*. *Agriculture, Ecosystems & Environment* 17,5-19.
- Gerling, D. (1990). *Whiteflies: Their Bionomics, Pest Status and Management*. Athenaeum Press, New castle upon Tyne, UK. 352 pp.
- Gerling, D. (1996). Status of *Bemisia tabaci* in the Mediterranean countries: opportunities for biological control. *Biological Control* 6, 11-22.
- Gerling, D., Quicke, D.L.J., Orion, T. (1998). Oviposition mechanisms in the whitefly parasitoids *Encarsia transvena* and *Eretmocerus mundus*. *BioControl* 43, 289–297.
- Gnankiné, O., Traoré, D., Sanon, A., Dabire1, R., Ouedraogo, P.A. (2005). Contribution à l'évaluation des potentialités d'*Encarsia* sp. (Hymenoptera: Aphelinidae) comme agent de lutte biologique contre la mouche blanche du cotonnier, *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) au Burkina Faso. *International*

- Journal of Tropical Insect Science Vol. 25, No. 4, pp. 266–273.
- Hernandez-Suarez, E., Carnero, A., Aguiar, A., Prinsloo, G., LaSalle, J., Polaszek, A. (2003). Parasitoids of whiteflies (Hymenoptera: Aphelinidae), *Eulophidae*, *Platygastridae*; (Hemiptera: Aleyrodidae) from *Macaronesian archipelagos* of the Canary islands, Madeira and the Azores. *Syst Biodiv* 1, 55–108.
- Hunter, M.S., Kelly, S.E. (1998). Hyperparasitism by an exotic autoparasitoid: secondary host selection and the window of vulnerability of conspecific and native heterospecific hosts. *Entomol. Exp. Appl.* 89, 249–259.
- Jones, W.A., Greenberg, S.M. (1998). Suitability of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) instars for the *Eretmocerus mundus* (Hymenoptera: Aleyrodidae). *Environ Entomol* 27, 1569–1573.
- Kamil, K. (2007). Host instar suitability of *Bemisia tabaci* (Genn.) (Hom.: Aleyrodidae) for the parasitoid *Eretmocerus mundus* (Hym.: Aphelinidae). *J Pest Sci* 80, 93–97.
- Kapadia, M.N., Puri, S.N. 1990. Development, relative proportions and emergence of *Encarsia transvena* (Timberlake) and *Eretmocerus mundus* Mercet, important parasitoids of *Bemisia tabaci* (Genadius). *Entomon* 15, 235–239.
- Musa, P.D., Ren, S.X. (2005). Development and reproduction of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) on three bean species. *J Insect Sci.* 12, 25-30.
- Nooshin, Z.S., Parviz, S. (2011). Temperature effects on the development and fecundity of *Encarsia acaudaleyrodidis* (Hymenoptera: Aphelinidae), a parasitoid of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) on cucumber. *BioControl* 56, 257–263.
- Oliveira, M.R.V., Henneberry, T.J., Anderson, P. (2001). History, current status, and collaborative research projects for *Bemisia tabaci*. *Crop Protection* 20, 709-723.
- Onillon, J. C. (1990) in Gerling (1990). The use of natural enemies for biological control of whiteflies, pp. 287–313. In *Whiteflies: Their Bionomics, Pest Status and Management* (Edited by Gerling D.). Intercept, Andover, UK.
- Otim, M., Legg, J., Kyamanywa, S., Polaszek, A. Gerling, D. (2005). Occurrence and activity of *Bemisia tabaci* parasitoids on cassava in different agro-ecologies in Uganda. *BioControl* 50, 87–95.
- Pavis, C., Huc, J.A., Delvare, G., Boissot, N. (2003). Diversity of the parasitoids of *Bemisia tabaci* B-biotype (Hemiptera: Aleyrodidae) in Guadeloupe Island (West Indies). *Environ Entomol* 32, 608–613.
- Polaszek, A., Evans, G.A., Bennett, F.D. (1992). *Encarsia* (Hymenoptera: Aphelinidae) parasitoids of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae): A preliminary guide to identification. *Bulletin of Entomological Research* 82, 375–392.
- Qiu, Y.T., Van Lenterene, J.C., Drost, Y.C., Posthuma-Doodeman, J.A.M. (2004). Life history of *Encarsia formosa*, *Eretmocerus eremicus* and *E mundus*, aphelinid parasitoids of *Bemisia argentifolii* (Hemiptera: aleyrodidae). *Eur J Entomol* 101, 83–94.
- Schmidt, S., Polaszek, A. (2007) The Australian species of *Encarsia* Forster (Hymenoptera, Chalcidoidea: Aphelinidae), parasitoids of whiteflies (Hemiptera, Sternorrhyncha, Aleyrodidae) and armoured scale insects (Hemiptera, Coccoidea: Diaspididae). *J. Nat. Hist.* 41, 2099–2265.
- Schuster, D.J., Price, J.F. (1996) - Parasitization of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) by *Encarsia pergandiella* (Hym.: Aphelinidae). *Entomophaga*, 41, 95-103.
- Shi, S.S., Zang, L.S., Liu, T.X., Yuan, C.C., Sun, G.Z. (2009). Host-feeding behavior of parasitoids on hosts and implication for biological control. *Acta Entomol. Sinica* 52, 424-433.
- Simmons, A.M., Abd-Rabou, S. (2005). Parasitism of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) after multiple release of *Encarsia sophia* (Hymenoptera: Aphelinidae) in three vegetable crops. *J Agric Urban Entomol* 22, 73–77.
- Ting-Hui, C., Min, L., Ji-Hong, W., Fan, Z., Yuan-Xi, L. (2013). Vulnerability window for laying male eggs and superparasitism in producing female offspring of *Encarsia sophia* on *Bemisia tabaci* B biotype. *BioControl* 58, 27–36.
- Xiao, Y., Chen J., Cantliffe, D., Mckenzie, C., Houben, K., Osborn, L.S. (2011). Establishment of papaya banker plant system for parasitoid, *Encarsia sophia* (Hymenoptera: Aphelinidae) against *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) in greenhouse tomato production. *Biological Control* 58 239–247.
- Zang, L.S. Liu, T.X. (2008). Intraguild interactions between an oligophagous predator, *Delphastus catalinae* (Coleoptera: Coccinellidae), and a parasitoid, *Encarsia sophia* (Hymenoptera: Aphelinidae), of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). *Biol. Control* 41, 142–150.