

-Fiche technique 5-

T. A. Houndete, O. S. A Hema, T. Martin, G. K. Ketoh & I. A. Glitho (2012). Utilisation de méthode par trempage de feuille pour déterminer la résistance de la mouche blanche *Bemisia tabaci* aux insecticides au Bénin, au Togo et au Burkina Faso. Fiche Technique. Dépôt légal N° 6443 du 23/11/2012 du 4^{ème} trimestre 2012, Bibliothèque Nationale (BN) du Bénin. ISBN: 978-99919-1-159-5: 10p.



République du Bénin

Ministère de l'Agriculture, de l'Élevage et de la Pêche

**Institut National des Recherches Agricoles du Bénin
Centre de Recherches Agricoles Coton et Fibres**

01 BP 715 Recette Principale, Cotonou 01

Tél: (+229) 21 38 80 86/ E-mail: inrabdg1@intnet.bj

FICHE TECHNIQUE

Utilisation de méthode par trempage de feuille pour déterminer la résistance de la mouche blanche *Bemisia tabaci* aux insecticides au Bénin, au Togo et au Burkina Faso

Dr Ir. Thomas Aïdjo HOUNDETE

Dr Ir. Omer SA HEMA

Prof. Dr Thibaud MARTIN

Prof. Guillaume K. KETOH

Prof. Isabelle Adolé GLITHO

Novembre 2012

Dépôt légal N° 6443 du 23/11/2012 du 4eme trimestre 2012,
ISBN: 978-99919-1-159-5

Préface

Tout comme pour de nombreux insectes, l'utilisation des insecticides de synthèse demeure encore le principal moyen de lutte contre la mouche blanche *Bemisia tabaci* des cultures. Cette situation a entraîné au fil du temps, la sélection d'une résistance aux insecticides utilisés. Toutefois, pour Moores et Bingham (2005), le plus grand défi pour obtenir du succès avec la lutte chimique dans le secteur agricole, repose sur la prévention de la gestion de la résistance aux pesticides. De manière générale, l'élaboration d'une stratégie de gestion efficace des populations d'insectes, doit d'abord passer par la détermination du niveau de résistance. Parmi les méthodes utilisées pour déterminer le niveau de la résistance chez les insectes, sont mentionnés les tests de toxicité dose-réponse pour évaluer la CL_{50} (Concentration létale entraînant la mort de 50% des individus) et les vials tests avec une dose discriminante. Pour mieux gérer les populations d'insectes résistants, la détermination du niveau de résistance doit être complétée par la caractérisation des mécanismes impliqués. Cette caractérisation peut se faire par des tests toxicologiques, biochimiques et/ou moléculaires.

La présente fiche technique est initiée pour mettre à la disposition des chercheurs et des techniciens de laboratoire qui s'investissent dans les travaux de recherche au laboratoire, une méthode adéquate de détermination de résistance des ravageurs aux insecticides.

Je remercie les chercheurs pour avoir conçu et édité cette fiche technique tout en espérant que les chercheurs, les techniciens de laboratoire et autres utilisateurs des paquets technologiques de recherche en feront un bon usage.



Prof. Dr Ir. Guy Apollinaire MENSAN
Maître de Recherche (CAMES)
Directeur du Centre de Recherches Agricoles d'Agonkanmey
Institut National des Recherches Agricoles du Bénin

Introduction

La mouche blanche, *Bemisia tabaci* Gennadius (Hemiptera: Aleyrodidae) est un ravageur majeur dans plusieurs systèmes de cultures et à travers le monde (Palumbo *et al.*, 2001). *Bemisia tabaci* cause des centaines de millions de dollars en termes de dégâts et de perte de rendements aux cultures annuellement. De plus, *B. tabaci* a développé une résistance à de nombreux insecticides appartenant à différentes familles chimiques. En cultures de manioc, la mouche blanche est considérée comme le principal ravageur du fait de son niveau d'infestation élevé sur les plantes (Abdullahi *et al.*, 2003). Les cultures de coton et les cultures maraîchères comme la tomate, le piment et le melon peuvent être sévèrement attaquées par les mouches blanches. Dans les systèmes de cultures tropicales et subtropicales, l'expansion de la mouche blanche a été largement promue par l'utilisation des insecticides à large spectre comme les pyréthrinoïdes et les OPs (organophosphorés) qui ont un fort impact négatif sur la faune utile comme les parasitoïdes et les prédateurs mais aussi sur la monoculture. En Afrique de l'Ouest, des pullulations de la mouche blanche ont été observées en 1998 en cultures de coton au Burkina Faso, au Mali et en Côte d'Ivoire. Ces pullulations ont parfois été associées à des problèmes physiologiques comme la maladie des cotonniers rouges au Cameroun (Cauquil et Vaissayre, 2000).

Le développement de résistance croisée aux organophosphorés et aux pyréthrinoïdes a été décrit chez les populations observées en cultures cotonnières au Soudan (Abdeldaffie *et al.*, 1987; Dittrich *et al.*, 1990). Bien que le développement de la résistance aux insecticides chez les mouches blanches ait été longtemps observé de par le monde, aucun rapprochement avec la présence de différents biotypes n'a été établi jusqu'à la période 1986-1989 (Brown *et al.*, 1995). Au Burkina Faso, les populations de mouche blanche ont été montrées résistantes à la cyperméthrine, au méthamidophos et à l'ométhoate. Au Bénin et au Togo, à notre connaissance, aucune donnée de base n'existe sur la sensibilité de ce ravageur aux insecticides au laboratoire. Les récentes données sur l'efficacité de l'insecticide chlorpyrifos à partir des études au laboratoire ont montré que les populations collectées au Bénin étaient devenues résistantes et que la modification de l'acétylcholinestérase était responsable de cette résistance (Houndété *et al.*, 2010a; Houndété *et al.*, 2010b). La présente fiche technique a pour but d'établir une base de données sur la sensibilité de la mouche blanche aux différentes familles chimiques d'insecticides utilisées en cultures cotonnières au Bénin, au Togo et au Burkina Faso en Afrique de l'Ouest. Des

bioessais par le trempage de feuilles en utilisant huit (8) insecticides ont été conduits sur les adultes de mouche blanche collectés à Bohicon au Bénin, à Lomé au Togo, à Soumouso et à Tiara au Burkina Faso en cultures cotonnières. Ainsi, la fiche technique est spécialement conçue pour guider les chercheurs et surtout les techniciens de laboratoire dans la réalisation des bioessais à l'aide de la méthode par le trempage de feuilles.

1. Matériel et méthodes

1.1 Mouches blanches

Des adultes de *Bemisia tabaci* ont été collectés en 2006 et 2008 en cultures cotonnières (*Gossypium hirsutum* L.) au Centre Permanent d'Expérimentations du Centre de Recherches Agricoles Coton et Fibres (CRA-CF) de l'Institut National des Recherches Agricoles du Bénin (INRAB) basé à Cana au Bénin, à l'université de Lomé au Togo et en milieux réels producteurs à Soumouso et à Tiara au Burkina Faso.

Les adultes de *Bemisia tabaci* ont été collectés à l'aide d'un aspirateur à bouche. Ensuite, ils sont placés dans une cage d'élevage parallépipédique de 50 cm x 35 cm x 35 cm contenant des pots de cotonniers et ramenés au laboratoire au bout de 2 à 5 heures. Les mouches blanches tous sexes confondus et différents âges ont été testés le même jour ou le jour suivant.

1.2 Insecticides

Les insecticides formulés suivants ont été utilisés pour les bioessais : la bifenthrine 100 g.L⁻¹ EC (Talstar 10 EC), le diméthoate 400 g.L⁻¹ EC (Callidim 400 EC), le chlorpyrifos 480 g.L⁻¹ EC (Pyrical 480 EC), l'endosulfan 350 g.L⁻¹ EC (Rocky 350 EC) et l'acétamipride 200 g.L⁻¹ SL (Mospilan 200 SL) fournis par Arysta LifeScience (Noguères, France); la deltaméthrine 25 g.L⁻¹ EC (Décis 25 EC) obtenue de Aventis CropScience (Lyon, France); la thiaméthoxame 240 g.L⁻¹ SC (Actara 240 SC) et la pymétrozine 500 g. kg⁻¹ WG (Chess/Plenum 50 WG) obtenues de Syngenta Crop Protection AG (Basel, Switzerland).

1.3 Bioessai par le trempage de feuille

La méthode d'étude toxicologique par le trempage de feuille a été utilisée en se basant sur des études antérieures (Dittrich et Ernest, 1983; Cahill *et al.*, 1995). Des rondelles de 55 mm de diamètre de feuilles de cotonnier sont trempées pendant 10 secondes dans des solutions aqueuses d'insecticides formulés ou dans de l'eau distillée pour les contrôles. Les rondelles de feuilles imprégnées d'insecticide sont ensuite séchées à l'air libre sur du papier torchon pendant 20 minutes. Les rondelles de feuilles sont placées sur un gel d'agar agar de 7 g.L⁻¹ coulé au fond d'une boîte de Pétri de 55 mm de diamètre. Ainsi, 20 à 30 adultes de *B. tabaci* de 1 à 2 jours tous sexes confondus sont transférés de la cage à l'aide d'un aspirateur à bouche dans un tube en plastique. Ensuite, ils sont anesthésiés à la température de -20°C pendant 80 secondes et déposés sur les rondelles de feuilles imprégnées. Chaque boîte de Pétri est fermée avec un couvercle transparent et aéré. Lorsque les adultes sortent de l'anesthésie, les boîtes sont stockées avec les couvercles en bas permettant l'alimentation normale des mouches blanches sur les feuilles dans les conditions de température de 24 ± 2 °C, d'Humidité Relative de 52 ± 5% et d'une photopériode de 12:12 h de jour : heure de nuit. La mortalité est observée 48 h après. Le bioessai est répété 3 fois pour chaque concentration d'insecticide et témoin non traité. La mortalité dans le témoin est toujours inférieure à 10% et les données de tous les bioessais sont corrigées par rapport à la mortalité du témoin en utilisant la formule d'Abbott.

1.4 Analyse des données

Les différentes répétitions sont combinées pour l'analyse. Les valeurs de CL50 sont calculées à l'aide du logiciel Global Optimisation by Annealing (GOSA) disponible sur le site <http://bio-log.biz>. Les ratios de résistance (RR) sont calculés par rapport à la population de terrain la plus sensible.

2. Résultats

Les mouches blanches collectées au Burkina Faso ont montré une résistance élevée aux insecticides utilisés comparé à celles du Bénin et parfois à celles de Togo (tableau 1). Les mouches blanches collectées à Bohicon au Bénin ont été plus sensibles à la deltaméthrine, au chlorpyrifos, au diméthoate, à l'endosulfan et à l'acétamipride, mais pas à la bifenthrine, thiaméthoxame et

pymétrozine, qui se sont révélées plus toxiques sur les mouches blanches collectées à Lomé au Togo.

Ces deux populations de mouches blanches collectées au Bénin et au Togo ont été utilisées comme une référence selon le cas pour calculer le ratio de résistance. La plus forte résistance à la deltaméthrine et à la bifenthrine a été observée avec les populations de mouches blanches collectées à Tiara au Burkina Faso mais avec des ratios de résistance de 4,7 fois à la deltaméthrine et de 36 fois à la bifenthrine.

Les populations de mouches blanches collectées à Tiara et à Soumouso au Burkina Faso ont montré une forte résistance au diméthoate avec des ratios de 15,1 fois à Tiara et de 8,4 fois à Soumouso significativement supérieurs au ratio de 1,6 fois enregistré chez les mouches blanches collectées à Lomé au Togo. Les populations de mouches blanches ont montré différents niveaux de résistance à l'endosulfan, variant de 14,3 fois chez celles collectées à Lomé au Togo à 15,8 fois chez celles collectées à Soumouso au Burkina Faso et 30 fois chez celles collectées à Tiara au Burkina Faso.

Les populations de *Bemisia tabaci* collectées au Burkina Faso sont apparues plus résistantes à l'acétamipride avec des ratios de résistance compris entre 7 et 8 fois comparés à la résistance observée chez les populations de *B. tabaci* collectées à Bohicon au Bénin. La plus forte résistance a été observée à Tiara au Burkina Faso avec un ratio de résistance de 7,8 fois, suivie de Soumouso au Burkina Faso avec un ratio de résistance de 6,7 fois. Pourtant, les populations de mouches blanches collectées à Lomé au Togo sont restées sensibles à l'acétamipride avec un ratio de résistance de 1,5 fois. Les populations de mouches blanches collectées à Bohicon au Bénin et à Soumouso au Burkina Faso se sont révélées aussi sensibles au thiaméthoxame, contrairement à celles de Tiara au Burkina Faso qui se sont révélées résistantes avec un ratio de résistance de 6,6 fois comparé à la résistance observée chez celles collectées à Lomé au Togo. A Tiara au Burkina Faso, les populations de mouches blanches testées ont présenté une résistance significative au pymétrozine avec un ratio de résistance de 18 fois comparé à la résistance observée chez celles collectées à Lomé au Togo, mais avec un niveau de résistance similaire à celui observé à Soumouso au Burkina Faso. Les populations de mouches blanches collectées à Bohicon au Bénin ont été plus résistantes au pymétrozine avec un ratio de 2,9 fois et au thiaméthoxame avec un ratio de 3,4 fois comparées à celles collectées à Lomé au Togo.

L'acétamipride introduit depuis une dizaine d'année au Burkina Faso a permis le contrôle des mouches blanches. Cependant, les populations de *B.*

tabaci collectées au Burkina Faso se sont déjà révélées résistantes contrairement aux populations collectées au Togo et au Bénin (Houndete *et al.*, 2010a et 2010b). Toutefois, aucune résistance croisée n'était jamais observée entre ces produits, la résistance aux néonicotinoïdes peut être due à la présence d'un biotype invasif comme le confirment les résultats déjà obtenus par Gnankine *et al.* (2012).

Tableau 1: Toxicité de différents insecticides contre les populations de terrain de *Bemisia tabaci* collectées en cultures cotonnières au Bénin, Togo et Burkina Faso (Afrique de l'Ouest) avec la méthode par trempage de feuilles

Insecticide	Population	N ^a	CL ₅₀ ^b (mg L ⁻¹)	Intervalle de confiance (95%)	Pente	±SE ^e	RR ^d
Deltaméthrine	Bohicon - Bénin	1422	11,20 c	7,4-15	1,4	± 0,4	-
	Lomé - Togo	681	17,47 bc	10-25	1,7	± 0,8	1,6
	Soumouso - BF	1060	34,43 ab	16-53	1,5	± 0,7	3,1
	Tiara - BF	1017	53,04 a	33-73	1,2	± 0,3	4,7
Bifenthrine	Bohicon - Bénin	1509	2,3 c	0,91-3,7	0,9	± 0,3	4,0
	Lomé - Togo	725	0,57 d	0,29-0,85	1,2	± 0,3	-
	Soumouso - BF	1184	6,54 b	5,4-7,7	4,8	± 2,2	11
	Tiara - BF	986	21 a	14-27	1,5	± 0,4	36
Chlorpyrifos	Bohicon - Bénin	1309	3,61 b	2,6-4,6	0,8	± 0,1	-
	Lomé - Togo	698	19,25 a	14-24	2,4	± 0,6	5,3
	Soumouso - BF	1094	24,19 a	15-34	2,0	± 1,0	6,7
	Tiara - BF	1018	20,08 a	15-25	2,2	± 0,8	5,6
Diméthoate	Bohicon - Bénin	513	350 b	193-506	1,5	± 0,6	-
	Lomé - Togo	581	541 b	388-695	2,8	± 2,0	1,6
	Soumouso - BF	1277	2927 a	2057-3797	1,9	± 0,6	8,4
	Tiara - BF	1255	5292 a	3452-7133	1,1	± 0,3	15,1
Endosulfan	Bohicon - Bénin	1201	0,29 b	0,2-0,35	1,8	± 0,4	-
	Lomé - Togo	694	4,14 a	2,7-5,6	3,1	± 2,2	14,3
	Soumouso - BF	1045	4,59 a	2,9-6,3	2,0	± 1,0	15,8
	Tiara - BF	999	8,75 a	4,8-12,7	1,2	± 0,4	30,2
Thiaméthoxame	Bohicon - Bénin	426	5,82 b	3,9-7,7	1,2	± 0,3	3,4
	Lomé - Togo	646	1,70 c	0,9-2,5	1,7	± 0,7	-
	Soumouso - BF	1109	8,64 ab	4,2-13	1,1	± 0,4	5,1
	Tiara - BF	1184	11,16 a	8-14,3	1,1	± 0,2	6,6
Acétamipride	Bohicon - Bénin	500	3,02 b	1,3-4,7	0,8	± 0,2	-
	Lomé - Togo	664	4,51 b	2,4-6,6	3,0	± 2,3	1,5
	Soumouso - BF	1118	20,11 a	9,8-30	0,9	± 0,3	6,7
	Tiara - BF	1158	23,64 a	13-34	1,2	± 0,3	7,8
Pymétrozine	Bohicon - Bénin	486	4,79 b	3,8-5,8	0,8	± 0,1	2,9
	Lomé - Togo	613	1,67 c	1,0-2,3	1,1	± 0,3	-
	Soumouso - BF	1004	12,26 abc	0,1-27,8	0,5	± 0,2	7,3
	Tiara - BF	1046	30,23 a	15-45	0,8	± 0,2	18

^a N = Nombre de mouches blanches testées

^b Pour chaque insecticide, les valeurs de CL₅₀ accompagnées de la même lettre ne sont pas significativement différentes au seuil de 5%

^c SE = Erreur standard

^d RR: résistance ratio = CL₅₀ de la population du terrain/CL₅₀ de la population de Bohicon (Bénin) ou /CL₅₀ de la population de Lomé (Togo).

3. Implication pour le développement

Les populations de mouches blanches résistantes aux néonicotinoïdes déjà observées en Egypte risquent de se répandre dans toute l'Afrique de l'Ouest dans un futur proche particulièrement dans les zones où les pesticides sont intensivement utilisés en cotonculture et en maraîchage. En effet, les insecticides utilisés vont sélectionner les populations appartenant au biotype invasif (Q1) originaire du bassin méditerranéen et résistants aux pyréthrinoïdes, aux organophosphorés et aux néonicotinoïdes (Gueguen *et al.*, 2010).

Conclusion

La résistance de *Bemisia tabaci* aux pyréthrinoïdes et aux organophosphorés est la conséquence d'une utilisation systématique de ces insecticides pendant plus de 30 ans qui a sélectionnée des individus résistants. Des études relatives aux caractéristiques biologiques de ce biotype invasif par rapport au biotype local nommé African Non Silver Leafing (AnsL) ainsi que leurs capacités vectorielles deviennent indispensables. En effet, dans le cas où le biotype invasif Q1 est plus prolifique donc ayant un cycle biologique plus court ou est mieux adapté à l'augmentation des températures liée aux changements climatiques actuels, les risques de pullulation peuvent être très importants à court et à moyen terme.

Références bibliographiques

Abdeldaffie E., Elhag E. A. & Bashir N. H. H., 1987. Resistance in the cotton whitefly, *Bemisia tabaci* (Genn.), to insecticide recently introduced into Sudan Gezira. *Trop. Pest Manag.* 33: 283-286.

Abdullahi I., Winter S., Atiri G. I. & Thottappilly G., 2003. Molecular characterization of whitefly, *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) populations infesting cassava. *Bull. Entomol. Res.* 93: 97-106.

Brown J. K., Frohlich D. R. & Rosell R. C., 1995. The sweetpotato or silverleaf whiteflies: biotypes of *Bemisia tabaci* or a species complex? *Annu. Rev. Entomol.* 40: 511-534.

Cahill M., Byrne F. J., Denholm I., Devonshire A. I. & Gorman K. J., 1995. Pyrethroid and organophosphate resistance in the tobacco whitefly *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae), *Bull. Entomol. Res.* 84: 181-187.

- Cauquil J. & Vaissayre M., 2000.** Principaux ravageurs et maladies du cotonnier en Afrique au sud du Sahara. CIRAD : 33-88.
- Dittrich V. & Ernest G. H., 1983.** The resistance pattern in whiteflies of Sudanese cotton. *Mitteilungen Der Deutschen Gesellschaft Fur Allgemeine Und Angewandte Entomol.* 4 : 96-97.
- Dittrich V., Ernest G. H., Ruesch O. & Uk S., 1990.** Resistance mechanisms in sweet-potato whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) populations from Sudan, Turkey, Guatemala, and Nicaragua. *J Econ. Entomol.* 83: 1665-1670.
- Gnankiné O., Mouton L., Henri H., Terraz G., Houndété T., Martin T., Vavre F. & Fleury F., 2012.** Distribution of the biotypes of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) and their associated symbiotic bacteria on host plants in western Africa. *Insect Conservation and Diversity* doi: 10.1111/j.1752-4598.2012.00206.x
- Gueguen G. N., Vavre F., Gnankiné O., Peterschmitt M., Charif D., Chiel E., Gottlieb Y., Ghanim M., Fein E. Z. & De Ric Fleury F., 2010.** Endosymbiont metacommunities, mtDNA diversity and the evolution of the *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) species complex. *Molecular Ecology* 19: 4365-4378.
- Houndété T. A., Ketoh G. K., Hema O. S. A., Brevault T., Glitho I. A. & Martin T., 2010a.** Insecticide resistance in field populations of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) in West Africa. *Pest Manag. Sci.* 66: 1181-1185.
- Houndété T. A., Fournier D., Ketoh G. K., Glitho I. A., Nauen R. & Martin T., 2010b.** Biochemical determination of acetylcholinesterase genotypes conferring resistance to the organophosphate insecticide chlorpyrifos in field populations of *Bemisia tabaci* from Benin, West Africa. *Pesticide Biochemistry and Physiology* 98 : 115-120.
- Moore G. D. et Bingham G., 2005.** Use of 'temporal synergism' to overcome insecticide resistance, *Outlooks Pest Manag. February 2005:* 7-9.
- Palumbo J. C., Horowitz A. R. & Prabhaker N., 2001.** Insecticidal control and resistance management for *Bemisia tabaci*. *Crop Prot.* 20: 739-765.

Remerciements :

Les auteurs remercient très sincèrement Prof. Dr Ir. Guy Apollinaire Mensah, Maître de recherche (CAMES) et Directeur du Centre de Recherches Agricoles d'Agonkanmey de l'Institut national des Recherches Agricoles du Bénin (INRAB), pour la révision du manuscrit.

**Dépôt légal N° 6443 du 23/11/2012 du 4eme trimestre 2012,
ISBN: 978-99919-1-159-5**