

# Elevage en masse de Cicadelles

## *Cicadulina*

pour le criblage en vue de  
la résistance au virus  
de la striure du maïs



**Elevage en masse**  
**de**  
**Cicadelles**  
***Cicadulina***

**pour le criblage en vue de  
la résistance au virus de la striure du maïs**

N. A. Bosque-Pérez et M. S. Alam

**Rédaction:** D. R. Mohan Raj et Taiwo Owoeye

**Traduction de l'anglais:** Binta Sall

**Dessins et maquette:** Jide Ojurongbe

**Illustrations and photographs:**

Adeola Ala	Figures 9, 10
Nilsa A. Bosque-Pérez	Figures 11, 12 et 19
Benson Fadare	Figure 15
Equi Nwulu	Figures 5, 6, 7, 8, 13, 14, 16 et 18
Chiweta Onianwa	Figures 2, 4
Collection de photos de l'IITA	Figures 1, 3, 17

© 1992

Institut international d'agriculture tropicale

Oyo Road, PMB 5320

Ibadan, Nigéria

Téléphone: (234-22) 400300-400318

Télex: 31417 or 31159 TROPIB NG

Télécopie (INMARSAT): 874-1772276

ISBN 978 131 084 7

## Avant-propos

Le virus de la striure est généralement considéré comme la maladie la plus répandue et la plus importante du maïs en Afrique subsaharienne. Il s'agit-là d'un problème chronique qui, même s'il n'atteint pas toujours des proportions épidémiques, affecte essentiellement les petits exploitants qui ne disposent ni de la main-d'œuvre ni de l'équipement leur permettant de planter la totalité de leur maïs en début de saison. Plus ils sèment tardivement, plus ils s'exposent aux effets nuisibles du virus.

La percée la plus spectaculaire de l'IITA en matière d'amélioration du maïs a été la mise au point d'un système pratique de criblage pour la résistance au virus de la striure qui peut être utilisé à grande échelle au champ. Ce système a permis de produire une gamme variée de germoplasme résistant et adapté aux différentes agroécologies de l'Afrique subsaharienne.

Il permet par ailleurs d'identifier une résistance oligogénique durable. Etant donné que la résistance à la striure ne comporte aucune pénalité pour le rendement ni d'effets secondaires indésirables, il s'agit, maintenant qu'une bonne technique de criblage existe, d'incorporer la résistance à la striure dans toutes les variétés avant leur dissémination dans la région. Pour participer à la réalisation de cet objectif, l'IITA a aidé les programmes nationaux de recherche agronomique à introduire cette méthode de criblage pour la résistance à la striure dans leur travail de sélection habituel.

Cette brochure va un peu plus loin dans le cadre de cette assistance. Nous espérons que les programmes nationaux de la région l'utiliseront au mieux et attendons leurs réactions quant à l'utilité de cette publication.

**L. Brader**  
Directeur général

## Tables des matieres

1.	Introduction	
	Le virus de la striure du maïs .....	1
2.	Biologie des cicadelles <i>Cicadulina</i>	
	Morphologie .....	3
	Identification .....	3
	Distribution .....	4
	Cycle biologique .....	5
3.	Capture des cicadelles	
	Période .....	6
	Sites .....	6
	Méthodes .....	6
4.	Elevage en masse	
	Démarrage des colonies .....	9
	Oviposition .....	11
	Elevage des larves .....	12
	Capture des adultes .....	12
5.	Utilisation de <i>Cicadulina</i> dans le criblage pour la résistance	
	Comment obtenir des cicadelles porteuses du virus .....	14
	Infestation au champ .....	14
	Evaluation de l'incidence du VSM .....	17
	Sélection en vue de la résistance au VSM .....	17
6.	Problèmes liés à l'élevage en masse	
	Les ennemis naturels .....	18
	Température .....	19
	Contrôle de la qualité .....	19
7.	Assistance aux programmes nationaux .....	20
8.	Références .....	21

Le succès de tout programme de sélection en vue de la résistance aux maladies et/ou insectes, dépend principalement de la mise au point de techniques de criblage adéquates et fiables. De telles techniques doivent également être simples et peu onéreuses. Le criblage au champ dans des conditions d'infestation naturelle est souvent inefficace parce que l'incidence des ravageurs est irrégulière. Pour venir à bout de ce problème et pour minimiser en même temps les chances "d'esquive" dans le criblage, il est nécessaire d'infester artificiellement un grand nombre de plants lors de chaque campagne culturale. Pour ce faire, l'élevage de l'insecte cible s'avère indispensable.

L'élevage en masse des cicadelles *Cicadulina* a démarré en 1976 à l'Institut international d'agriculture tropicale (IITA) à Ibadan (Nigéria). Au fil des années, des modifications et améliorations ont été effectuées (Leuchner et al. 1980; Soto et al. 1986; Alam 1983; Dabrowski 1983).

Cette brochure présente les techniques mises au point et les expériences accumulées à l'IITA au cours des 15 dernières années en matière d'élevage en masse et d'infestation avec les cicadelles *Cicadulina* pour le criblage en vue de la résistance au virus de la striure du maïs (VSM).

## **Le virus de la striure du maïs (VSM)**

Le virus de la striure du maïs (VSM) constitue l'une des maladies les plus importantes sur le plan économique en Afrique subsaharienne. On le trouve seulement en Afrique et dans les îles autour du continent où il est largement distribué et transmis par les cicadelles du genre *Cicadulina*. Le VSM se rencontre dans les zones de forêt et de savane à diverses altitudes (de 0 à 2000 m). Certaines années, les dégâts causés sur le maïs peuvent être insignifiants alors que d'autres, les épidémies de VSM peuvent parfois dévaster les cultures et provoquer des pertes de rendement de 100% (Fajemisin et Shoyinka, 1976). La gravité de la maladie est généralement liée à l'âge de la plante au moment de l'infection ainsi qu'à la sensibilité de la variété. Plus la plante est jeune, plus les symptômes de la maladie sont prononcés. A l'IITA, les pertes de rendement dans des conditions d'infestation artificielle de quatre variétés présentant divers degrés de résistance/sensibilité allaient de 10 à 72%.

Les symptômes du VSM sont des bandes blanches chlorotiques discontinues à presque continues qui se forment sur et le long de la nervure et couvrent la quasi-totalité de la surface foliaire (Fig. 1). La densité des bandes dépend de la sensibilité de la variété. Les plants de maïs sont sensibles au VSM depuis l'émergence jusqu'à la formation des panicules.



Figure 1  
**Un plant de maïs portant les  
symptômes du virus de la  
striure**

Les plants sensibles infectés artificiellement au stade de plantule se rabougrissent et peuvent même mourir ou produire de petits épis mal remplis (Fajemisin et al. 1976; Rossel et Thottappilly, 1985).

Vingt-deux (22) cicadelles du genre *Cicadulina* ont été signalées dont dix-huit en Afrique (Webb, 1987). Seules huit espèces sont reconnues vectrices du VSM (tableau 1).

### Morphologie

Les cicadelles *Cicadulina* ont une longueur variant de 2,2 à 3,8mm (Rose, 1978). Leur couleur varie également mais ce sont généralement les teintes jaune pâle à doré qui prévalent. Certaines espèces ont des taches noires sur les ailes antérieures, le pronotum et l'abdomen. La face dorsale de l'abdomen est généralement brune. La plupart des espèces ont deux taches rondes brunes sur la partie antérieure du front (Ruppel, 1965). La femelle *Cicadulina* se distingue du mâle par son long oviscapte.

**Tableau 1: Espèces de cicadelles *Cicadulina* vectrices du VSM en Afrique**

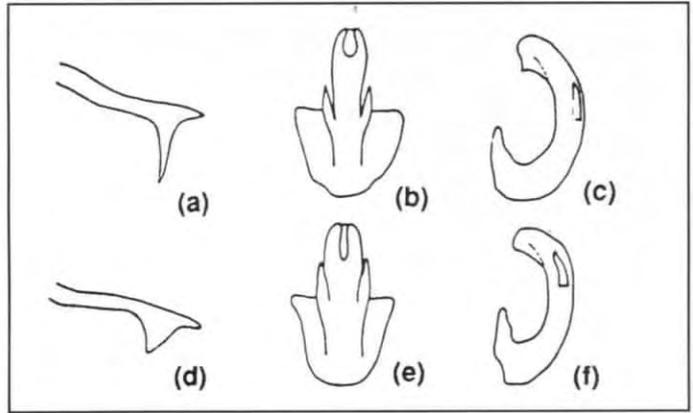
Espèces	Références
<i>C. mbila</i> (Naudé)	Storey, 1925
<i>C. storeyi</i> (= <i>triangula</i> ) China	Storey, 1936
<i>C. bipunctata</i> (Melichar)	Storey, 1936
<i>C. latens</i> Fennah	Fennah, 1960
<i>C. parazeae</i> Ghauri	Rose, 1962
<i>C. arachidis</i> China	Okoth et Dabrowski,
<i>C. similis</i> China	Okoth et Dabrowski, 1987
<i>C. ghauri</i> Dabrowski	Dabrowski, 1987a.

### Identification

Il est difficile d'identifier les espèces *Cicadulina*. Cependant, celles-ci présentent des différences marquées quant aux organes génitaux mâles. La forme et la taille de l'organe copulateur ainsi que la forme des saillies du pygophore sont des traits utiles dans la différenciation des espèces *Cicadulina* (Ruppel, 1965; van Rensburg, 1983; Webb, 1987). La figure 2 illustre les caractéristiques génitales des deux espèces *Cicadulina* les plus courantes en Afrique, à savoir : *C. mbila* et *C. storeyi* (= *C. triangula*). Webb (1987) a souligné qu'il fallait faire très attention pour différencier les espèces africaines *Cicadulina* d'une cicadelle du genre *Afrosteles*. Extérieurement, les deux genres sont similaires. Toutefois, *Afrosteles distans* est légèrement plus grand que *Cicadulina* et l'extrémité de son oviscapte n'est pas foncée contrairement à celle de *Cicadulina*.

Figure 2

*Cicadulina mbila* : (a) saillies du pygophore; (b) vue ventrale de l'abdomen; (c) vue latérale de l'abdomen; *Cicadulina storeyi* : (d) saillies du pygophore; (e) vue ventrale de l'abdomen; (f) vue latérale de l'abdomen



### Distribution

Les types de distribution des cicadelles *Cicadulina* varient grandement à travers l'Afrique. *C. mbila* et *C. storeyi* (fig. 3) sont largement distribués en Afrique. *C. mbila* constitue le plus important vecteur (Nielson, 1968; Okoth et Dabrowski, 1987). Actuellement, les deux espèces sont utilisées à des fins d'élevage en masse dans la plupart des pays africains.

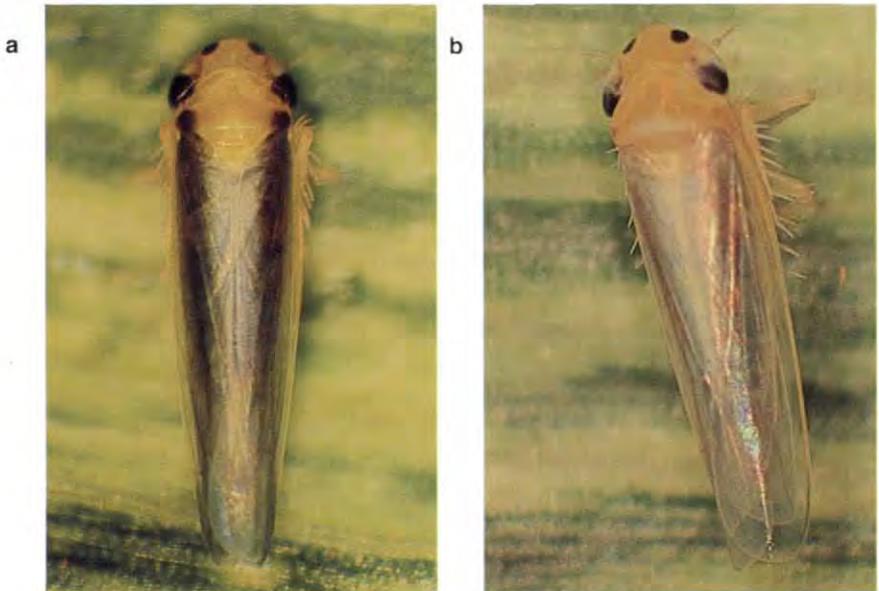
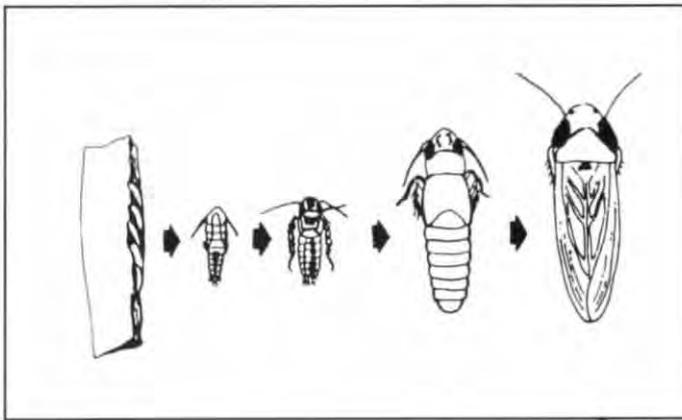


Figure 3

Deux espèces importantes de *Cicadulina*:  
(a) *C. mbila*  
(b) *C. storeyi*  
(= *C. triangula*)

Figure 4  
 Stades de développement d'une  
 cicadelle: de l'œuf au stade  
 adulte. Il y a cinq stades  
 larvaires; on n'en montre que  
 trois sur cette figure



## Cycle biologique

Pour mettre sur pied un bon programme d'élevage en masse, il est important de connaître le cycle biologique de l'insecte. Les espèces *Cicadulina* diffèrent selon leur cycle biologique et leur aptitude à transmettre le VSM. Les cycles biologiques de *C. mbila* et de *C. storeyi* ont été largement étudiés (tableau 2). Leurs stades de développement (de l'œuf au stade adulte) (fig.4) s'étalent de 22 à 45 jours selon la température (van der Merwe, 1926; van Rensburg, 1982). En dessous de 20°C, la période de développement se prolonge. Les températures supérieures à 35°C sont préjudiciables pour ces insectes, surtout pour *C. mbila*. La température adéquate pour l'élevage en masse de *C. mbila* se situe entre 25 et 30°C (van der Merwe, 1926; van Rensburg, 1982) et celle pour *C. storeyi* est de 30-35°C (Dabrowski, 1985).

**Tableau 2: Biologie des deux espèces de cicadelles  
*Cicadulina*.**

Paramètre	<i>C. mbila</i>	<i>C. storeyi</i> (=triangula)
Période d'incubation des œufs (jours)	9-21	7-11
Développement larvaire (jours)	16-21	15-25
Période de pré-ponte (jours)	3-8	2-7
Durée de vie des adultes (jours)	10-50	14-41
Fertilité (nombre moyen d'œufs/femelle)	129	123
Température adéquate pour l'élevage en masse (°C)	25-30	30-35

### Période

Pour démarrer une nouvelle colonie de cicadelles *Cicadulina*, il faut capturer les insectes au champ. La meilleure période pour la capture des cicadelles *Cicadulina* se situe en fin de saison pluvieuse lorsque les densités de population sont élevées et que les cicadelles migrent des vieux plants vers les jeunes.

### Sites

Les graminées des genres *Pennisetum*, *Digitaria*, *Eleusine*, *Brachiaria*, *Paspalum*, *Setaria* et *Panicum* sont les espèces préférées de *Cicadulina*. Par conséquent, il convient de les échantillonner lors de la capture (Rose, 1978; Okoth et Dabrowski, 1987). En outre, on peut échantillonner sur le blé irrigué et les graminées poussant au bord des fleuves, lacs, ou au fond des vallées.

### Méthodes

Il existe différentes méthodes de capture des cicadelles *Cicadulina* au champ dont la plus pratique consiste à utiliser une cage métallique carrée composée d'un cadre en tiges de fer ou d'acier

Figure 5  
Cadre en fer avant couverture  
avec une toile de coton conleuv  
foncée



et recouverte sur quatre côtés par une toile en coton vert foncé ou noir et par une moustiquaire transparente ou un grillage fin sur le cinquième côté (fig.5) (Dabrowski, 1983). Les tiges de fer et la toile sont portables et faciles à utiliser.

Pour fabriquer le cadre, il faut quatre tiges en fer ou en acier de 145-150 cm de long et de 10-15 mm de diamètre. Aiguiser l'extrémité inférieure des tiges afin de pouvoir les enfoncer dans le sol. Plier la partie supérieure pour obtenir un support d'environ 25 cm à chaque coin. Lorsque vous arrivez sur le site d'échantillonnage, suivez les instructions ci-après pour capturer les cicadelles *Cicadulina* :

1. Disposer les quatre tiges en fer aux quatre coins du site d'échantillonnage de manière à former une cage de 1,25 x 1,25 m. Veiller à ne pas perturber le site.
2. Une fois les tiges fixées, les recouvrir rapidement avec le tissu noir afin que les cicadelles *Cicadulina* présentes dans la cage ne puissent pas s'échapper.
3. Entrer dans la cage et secouer les herbes de sorte que les insectes qui se trouvent à l'intérieur de la cage soient attirés par la lumière qui pénètre par le côté grillagé (fig. 6). Capturer ensuite les cicadelles *Cicadulina* une à une à l'aide d'un aspirateur de bouche.
4. Mettre les cicadelles femelles, avec de jeunes plantules de maïs ou de mil, dans des cages individuelles confectionnées à

Figure 6  
Entrée dans la cage de capture  
après l'avoir recouverte





l'aide de tubes en chlorure de polyvinyle (PVC) d'environ 8 cm de diamètre et de 25 - 30 cm de long (fig. 7). Sinon, lâcher les cicadelles *Cicadulina* capturées dans une cage (d'environ 40 x 40 x 60 cm) (fig. 8) contenant de jeunes plants de mil ou de maïs exempts d'insectes et, ensuite, transférer au laboratoire ou à l'abri grillagé.

Figure 7

**Tube en chlorure de polyvinyle (PVC) utilisé pour isoler les cicadelles afin d'obtenir une descendance ou de mener des tests de transmission du virus**



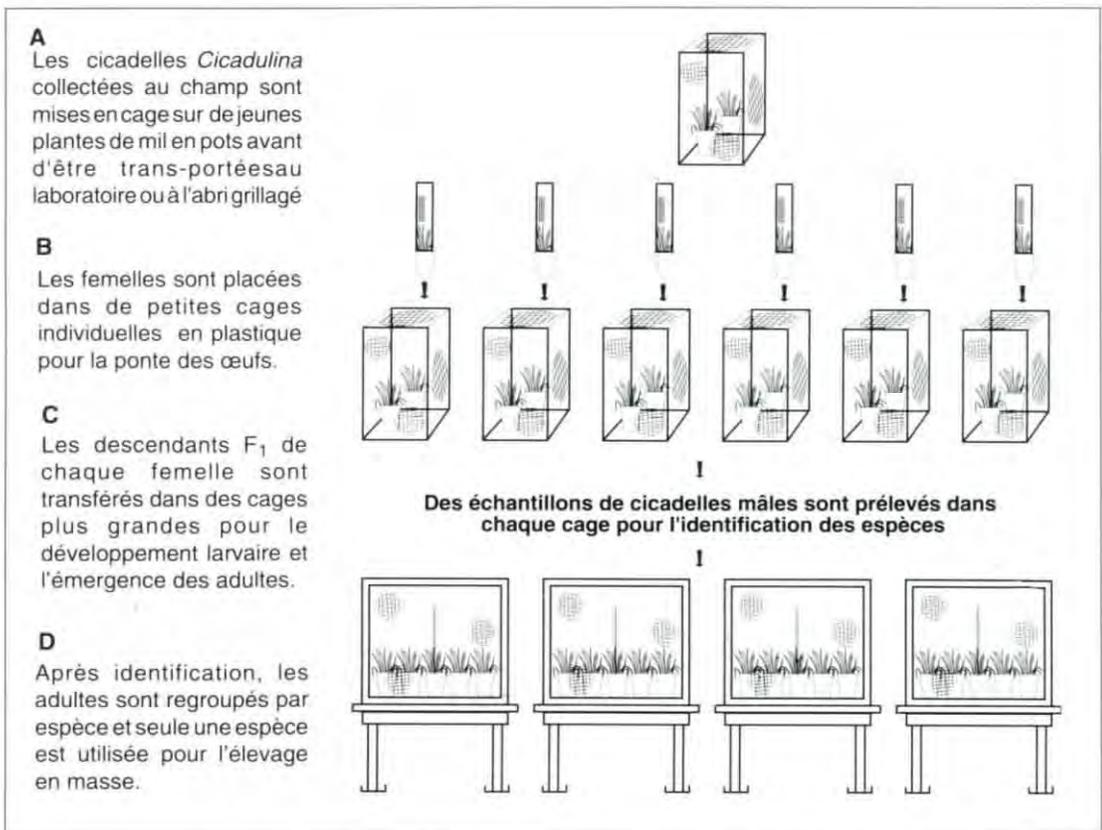
Figure 8

**Cage en bois utilisée pour confiner les larves lorsqu'on démarre une colonie de cicadelles *Cicadulina***

## Démarrage des colonies

1. Encager individuellement et sur de jeunes plants de mil en pot, environ 150 à 200 cicadelles en utilisant des tubes en chlorure de polyvinyle. Vous pouvez également utiliser des bouteilles en plastique ou des bouteilles de boissons non alcoolisées ou d'eau minérale. Couvrir un des côtés ainsi que l'ouverture supérieure à l'aide de moustiquaire à mailles fines.
2. Les femelles gravides pondent leurs œufs qui éclosent au bout d'une semaine. Il faut d'abord permettre aux larves de se nourrir à l'intérieur de la cage. Il est important de s'assurer que les jeunes larves ont à leur disposition des plants frais de maïs ou de mil pour s'alimenter; ensuite, il faut transférer les larves dans des cages à armature en bois ou en métal (environ 40 x 40 x 60 cm) recouvertes d'une fine moustiquaire. Afin d'éviter de mélanger les diverses espèces, ne jamais mettre dans une même cage des larves provenant de femelles différentes.

Figure 9  
Procédé utilisé pour démarrer  
une nouvelle colonie de  
cicadelles *Cicadulina* en vue  
d'un élevage en masse



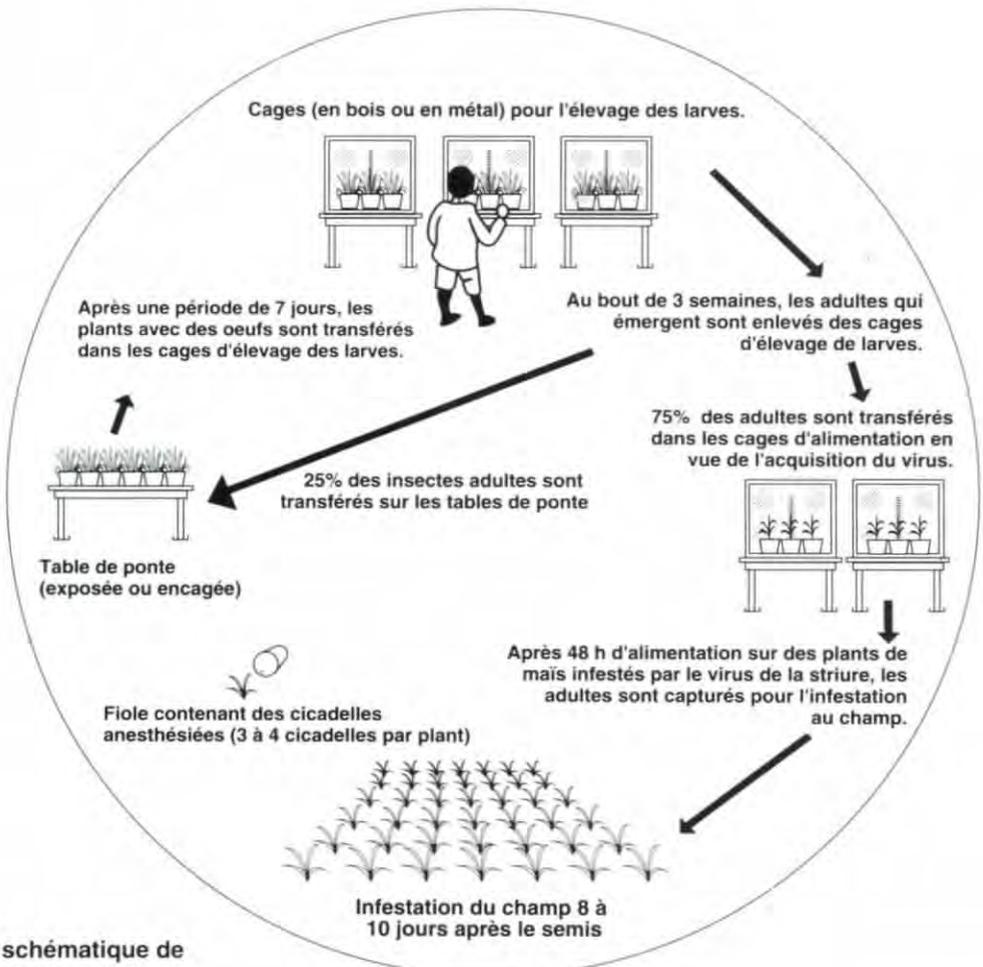


Figure 10  
**Procédure schématique de l'élevage en masse des cicadelles *Cicadulina* en vue du criblage pour la résistance au virus de la striure du maïs**

3. Lorsque les larves deviennent adultes, prélever des échantillons de mâles dans chaque cage séparément pour l'identification des espèces et les conserver dans de l'alcool à 75° (éthanol). Avant de procéder à l'identification, placer les spécimens dans une solution à 10% d'hydroxyde de potassium (KOH) pendant 24 heures. Prendre un spécimen et le placer sous le microscope à dissection. Disséquer le dernier segment de l'abdomen pour observer les organes génitaux mâles - les saillies du pygophore et l'abdomen. Se référer à la figure 2 pour voir l'illustration des organes génitaux de deux espèces courantes de *Cicadulina*. Suivre la clé de Webb (1987) pour l'identification des autres espèces.
4. Une fois l'identification des espèces terminée, grouper les adultes par espèce et les lâcher dans des cages plus spacieuses pour permettre la multiplication de leur population (fig.9). N'utiliser qu'une seule espèce pour l'élevage en masse. Pour cela, choisir une espèce *Cicadulina* à fort potentiel reproductif et bonne capacité de transmission du VSM pour

l'élevage en masse et le criblage pour la résistance. Comme on l'a déjà expliqué, cela signifie qu'il faut utiliser *C. mbila* ou *C. storeyi* pour l'élevage. Une information et une expérience considérables sont disponibles en Afrique en matière d'élevage en masse de ces deux espèces, ce qui constitue un avantage non négligeable.

La procédure normale pour l'élevage en masse de *Cicadulina* à l'IITA est illustrée à la figure 10. Les différentes étapes sont décrites ci-dessous.

## Oviposition

Le meilleur hôte pour la ponte des œufs chez les femelles *Cicadulina* est le petit mil, *Pennisetum americanum* (= *typhoides*). A l'IITA, on a obtenu sur cet hôte, jusqu'à 220 œufs par femelle (Dabrowski, 1987b). Le mil a cet avantage supplémentaire sur le maïs de pouvoir tolérer une forte densité de population de cicadelles sans encourir trop de dégâts. Utiliser pour l'oviposition des plants en pot vieux de 14 jours.

Pour la ponte des œufs, maintenir les insectes adultes sur des tables d'oviposition exposées (0,75 m de haut) (fig.11) ou dans des cages à armature métallique (1,25 x 1,25 x 1,50 m) recouvertes de moustiquaire à mailles très fines (fig.12)

Figure 11  
Table exposée pour la ponte des  
œufs de cicadelles sur des  
plants de mil





Figure 12  
**Cage d'élevage des larves**

Coudre la moustiquaire de manière à pouvoir recouvrir le cadre métallique pour former une cage; mettre une fermeture éclair sur l'un des côtés pour faciliter l'accès aux plants et insectes qui se trouvent à l'intérieur. Mettre les cages sur des tables d'environ 0,75 m de haut. Notre expérience à l'IITA nous a prouvé que les adultes conservés sur des tables exposées ne s'échappent pas de l'abri grillagé. Ce phénomène peut être dû à l'adaptation des insectes aux conditions d'élevage (c'est-à-dire, la sélection naturelle d'insectes volant sur de petites distances qui intervient généralement dans toute colonie importante). Nous recommandons par conséquent, de combiner les deux méthodes (tables exposées et cages fermées) pour l'oviposition jusqu'à obtention d'une colonie de cicadelles suffisamment importante et adaptée aux tables exposées.

Après une période d'oviposition d'une semaine, transférer les plants en pot dans les cages d'élevage des larves (1,25 x 1,25 x 1,50 m) pour l'éclosion des œufs et le développement larvaire (fig. 12). Ajouter des plants frais sur les tables afin que les femelles puissent continuer à pondre des œufs. Capturer les insectes adultes et les lâcher sur les tables d'oviposition au moins toutes les trois ou quatre semaines. La durée de l'oviposition varie selon l'espèce et les conditions environnementales. Par conséquent, il convient d'effectuer des essais pour déterminer la durée optimale pour chaque site. Cette période, toutefois, ne doit pas être trop longue afin d'éviter une période d'émergence larvaire de longue durée qui aboutirait au mélange de larves d'âge varié. Il faut semer du mil chaque semaine afin de disposer de suffisamment de plantes-hôtes pour l'élevage.

### **Elevage des larves**

Une fois que les œufs éclosent, les larves commencent à s'alimenter sur les plants de mil. Rajouter régulièrement des plants frais dans les cages afin de fournir un approvisionnement alimentaire suffisant. A l'aide d'un couteau tranchant, couper les vieux plants sur lesquels les larves se nourrissaient et secouer doucement pour déposer les larves sur les plants frais. Il faudra environ trois semaines pour que les larves deviennent adultes.

Une cage d'élevage de larves peut contenir 20 à 24 pots. Toutefois, il est conseillé de réduire ce nombre à 16 durant la saison pluvieuse lorsque l'humidité relative est élevée. Cela facilitera la circulation de l'air et permettra de réduire la croissance de champignons sur les plants de mil.

### **Capture des insectes adultes**

Dans les conditions idéales d'élevage de larves en cage, l'émergence des adultes doit intervenir au bout d'une semaine. Capturer les adultes en recouvrant la cage d'une toile noire en coton et en laissant un côté ouvert (fig. 13)

Les cicadelles sont attirées par la lumière et se dirigent vers la partie non couverte de la cage. Quelqu'un peut alors entrer dans

Figure 13  
**La cage est recouverte d'une toile noire en coton avant la capture des cicadelles**



la cage et se servir de l'aspirateur de bouche ou d'un aspirateur modifié (200-500 w) pour la capture. Le flexible d'aspiration de l'aspirateur est rattaché à un tube épais en caoutchouc (15 cm de long x 5 cm de diamètre) (fig. 14). La fiole de capture doit comporter deux extrémités, l'une recouverte de moustiquaire fine et l'autre en forme de tube étroit dont on se servira pour capturer les insectes (voir encadré de la figure 14). Une fois les cicadelles capturées, les transférer dans les cages d'acquisition du virus ou sur les tables d'oviposition, selon vos besoins d'élevage du moment.



Figure 14  
Raccordement de l'épais tube en caoutchouc, terminé par la fiole de capture, au flexible de l'aspirateur pour la capture des cicadelles. Encadré: fiole de capture de cicadelles

### **Obtention de cicadelles virulentes**

Utiliser de jeunes plants de maïs en pot, provenant d'une variété sensible au virus de la striure et infectés par le VSM, pour alimenter les insectes afin qu'ils acquièrent le virus. Planter le maïs régulièrement et l'infecter avec le VSM 7 à 10 jours avant de l'utiliser. Garder les plants dans une cage ayant les mêmes dimensions que les cages d'élevage des larves. Une période de 48 h est nécessaire pour l'acquisition du virus. A la fin de cette période, capturer les cicadelles porteuses du virus à l'aide de l'aspirateur et les transférer dans les fioles de distribution (9 cm de long x 5 cm de diamètre) en vue du transport au champ.

### **Infestation au champ**

La fiole de lâcher des cicadelles est en PVC. Elle est recouverte de moustiquaire fine à une extrémité et d'un couvercle en plastique à l'autre. Ce couvercle en plastique est mobile pour permettre le transvasement des cicadelles de la fiole de capture dans cette dernière. Le couvercle dispose d'une petite ouverture (3 mm de diamètre) permettant le lâcher des cicadelles. Cette ouverture est fermée par une petite boule de coton hydrophile ou d'herbe pour empêcher que les cicadelles ne s'échappent en cours de transport.

Si le champ est trop éloigné des installations d'élevage, transférer les cicadelles virulentes des cages d'acquisition dans une cage plus petite (environ 40 x 40 x 60 cm) contenant quelques plants sains de maïs ou de mil pour faciliter leur transport au champ. Avant d'infester le champ, capturer les cicadelles à l'aide de l'aspirateur de bouche et les transférer dans la fiole de lâcher.

L'autre alternative consiste, après avoir capturé les cicadelles dans les cages d'acquisition du virus, à les transférer dans les fioles de lâcher que l'on emporte au champ dans une glacière. A basse température (10 à 12° C), les cicadelles peuvent survivre pendant plusieurs heures. Bien qu'il faille une forte humidité pour empêcher la dessiccation, la condensation de l'eau dans les fioles peut tuer les insectes. Par conséquent, il est important de recouvrir la paroi interne des fioles avec du papier absorbant (soit du papier hygiénique ou filtre) pour intercepter l'excès d'humidité causé par la condensation. Lorsque le champ est proche de vos installations d'élevage, vous pouvez y transporter directement les cicadelles dans les fioles de lâcher.

Pour faciliter l'infestation, il faut anesthésier les cicadelles avec du gaz carbonique (CO<sub>2</sub>) immédiatement avant les lâchers. Transporter le gaz carbonique au champ dans une chambre à air reliée à un tube fin terminé par une valve (fig. 15) (Leuschner et al. 1980). Le CO<sub>2</sub> immobilise les cicadelles et les empêche ainsi de



Figure 15  
**Anesthésie des cicadelles au gaz carbonique (CO<sub>2</sub>) au champ avant l'infestation des plantules de maïs. Noter la chambre à air utilisée pour transporter le CO<sub>2</sub>**

s'échapper. Ensuite, lâcher les insectes dans le cornet foliaire à raison de 3 à 4 cicadelles par plante (fig. 16). Les cicadelles deviennent actives et commencent à s'alimenter sur la plante peu de temps après le lâcher.

Si nécessaire, utiliser du CO<sub>2</sub> une deuxième fois pour inactiver les cicadelles qui se réveillent dans les fioles. Une utilisation excessive de CO<sub>2</sub> peut toutefois tuer certains insectes et se solder par des incidences de VSM non uniformes. Le CO<sub>2</sub> peut s'acheter auprès d'entreprises commerciales telles que les compagnies qui produisent des boissons non alcoolisées, ou même être prélevé d'un extincteur. Les infestations au champ doivent s'effectuer sur des plants au stade trifolié, environ 8 à 10 jours après le semis (fig. 16).

Figure 16  
**En secouant doucement la fiole, les cicadelles anesthésiées sont déposées sur les plantules de maïs (3 à 4 par plantule)**



**Tableau 3: Echelle de notation visuelle du VSM.**

Echelle de notation	Description	Expression en termes de résistance
0	Absence de symptômes	Immunité ou esquivé
1	Quelques rares stries sur les feuilles.	Très résistante (TR)
2	Des stries claires sur les vieilles feuilles qui diminuent progressivement sur les jeunes feuilles.	Résistante (R)
3	De légères stries sur les jeunes et vieilles feuilles, léger rabougrissement.	Moyennement résistante (MR)
4	Des stries prononcées sur 60 à 75% de la surface foliaire, plantes rabougries	Sensible (S)
5	Des stries très prononcées sur plus de 75% de la surface foliaire, plantes gravement rabougries ou mortes.	Très sensible (TS)

Figure 17

**Une variété-témoin sensible (au centre) montrant les symptômes du VSM trois semaines après l'infestation**





Figure 18  
 Réaction de la plante au VSM (de gauche à droite).  
 Sensible (5), moyennement résistante (3), et résistante (1).  
 Ces estimations s'appuient sur l'échelle de notation visuelle (tableau 3)

### **Evaluation de l'incidence du VSM**

Les symptômes viraux apparaissent en l'espace de 5 à 10 jours et sont clairement visibles 2 à 3 semaines après l'infestation (fig. 17). L'échelle de notation visuelle suivante de 0 à 5 (tableau 3), qui s'inspire des travaux réalisés par Soto et al. (1982), permet d'estimer la résistance au virus de la striure (fig. 18).

### **Sélection en vue de la résistance au VSM**

Ce type de sélection commence d'abord par l'arrachage des plants sensibles 3 à 4 semaines après le semis. A la floraison, on sélectionne les plants alliant des niveaux de résistance acceptables à d'autres caractéristiques intéressantes (Efron et al. 1989).

Les plantes-hôtes utilisées pour l'élevage doivent être exemptes d'autres insectes; c'est pourquoi, il faut les cultiver sous abri grillagé pour éviter les infestations par les ravageurs. Les insectes qui peuvent constituer un problème sont les aleurodes, les pucerons, les coléoptères des feuilles, les delphacides et les larves de lépidoptères. L'enlèvement des insectes à la main est souvent efficace. Lorsqu'une infestation se déclare, il est parfois nécessaire d'éliminer tout le lot de plantes ou de pulvériser avec un insecticide à faible rémanence tel que le Malathion. La pulvérisation doit s'effectuer hors de l'abri grillagé et les plantes ne pourront être utilisées qu'une à deux semaines plus tard pour l'élevage de *Cicadulina*. D'importantes populations de pucerons présentes sur les plantules de mil ont été efficacement contrôlées par le passé à l'aide d'une coccinelle *Chilomenes sulphureus* (IITA, 1987).

La production en masse des cicadelles *Cicadulina* peut être compliquée par :

- (a) la présence d'ennemis naturels dans les cages d'élevage;
- (b) les fluctuations de température au cours des mois d'hiver ou dans des zones d'altitude élevée.

### Les ennemis naturels

Comme pour les autres types d'insectes, les cicadelles sont attaquées par des prédateurs et des parasitoïdes. Les fourmis, araignées et lézards sont des prédateurs courants des larves et adultes de *Cicadulina*. Par ailleurs, une punaise miride est un prédateur des œufs. On peut tenir les fourmis à l'écart des cages d'élevage en plaçant les pieds des tables dans des bassines d'eau contenant du kérosène ou de l'huile.

Les parasitoïdes les plus courants des cicadelles *Cicadulina* sont les guêpes hyménoptères (*Dryinidae*) et une mouche diptère (*Pipunculidae*). Parfois, ils peuvent sérieusement affecter l'élevage en masse. Des inspections doivent être effectuées régulièrement par un entomologiste. Si l'on constate qu'une cage d'élevage est infestée par des parasitoïdes ou des mirides, il est conseillé de se débarrasser des insectes et, si nécessaire, des plantes et de la terre contenues dans la cage. Les cages seront alors soigneusement nettoyées et laissées vides pendant quelques jours. En cas d'infestation grave de toutes les cages, il est conseillé d'éliminer toute la colonie et d'en démarrer une nouvelle comme décrit à la figure 9. On peut aussi prendre 200 à 300 mâles et femelles sains dans les cages pour démarrer une nouvelle colonie.

## Température

Dans les pays à hiver rigoureux, les fluctuations de température au cours des mois d'hiver peuvent affecter l'élevage en masse des cicadelles *Cicadulina*. Lorsque les températures nocturnes baissent en dessous de 15° C, des mesures spéciales doivent être prises pour augmenter la température dans les abris grillagés. Les basses températures peuvent gêner les cicadelles aussi bien que la germination et la croissance des plantes-hôtes. Pour augmenter la température nocturne dans l'abri grillagé au cours des mois d'hiver, il faut en recouvrir les côtés avec des feuilles en plastique transparent. Dans la journée, ces feuilles en plastique doivent être roulées et attachées pour permettre la ventilation. Par ailleurs, un chauffage d'appoint peut être obtenu à l'aide d'un réchaud à pétrole ou d'un radiateur électrique (lorsque l'électricité est disponible). Les cages d'élevage peuvent aussi être recouvertes avec des feuilles de plastique durant la nuit.

## Contrôle de la qualité

Les cicadelles *Cicadulina* sont de deux types : les transmetteurs actifs du VSM et les transmetteurs passifs (Storey, 1932). Ce trait peut être contrôlé génétiquement. En cas d'élevage en masse de *Cicadulina*, il est important de maintenir un pourcentage élevé (60 à 80 %) de transmetteurs actifs dans la colonie. Ceci permettra de réduire le nombre d'insectes nécessaire pour infester chaque plant; ce qui se traduira en fin de compte par davantage de plants infestés en utilisant le même nombre de cicadelles. Par contre, il sera nécessaire de procéder à un contrôle périodique de la qualité.

Pour tester la proportion de transmetteurs actifs, environ 50 à 100 cicadelles femelles doivent être prélevées dans une cage d'élevage de larves et lâchées pendant 48 heures dans une autre petite cage contenant des plants de maïs infestés par le virus de la striure. Encager ensuite ces insectes femelles individuellement avec des plants de maïs sensibles au VSM, vieux de 5 à 7 jours, en utilisant des cages en PVC (fig. 7). Environ 7 à 10 jours plus tard, certains plants de maïs présentent déjà les symptômes de la striure et le pourcentage de transmission peut donc être calculé. Si ce pourcentage est inférieur à 35%, il faudra démarrer une nouvelle colonie de transmetteurs actifs en regroupant les descendants des femelles qui ont bien transmis le VSM. De la même manière, les plants montrant des symptômes de VSM à la suite des tests de transmission devront être regroupés dans une cage pour l'éclosion des œufs et le développement larvaire. Au bout de trois semaines, les larves donneront des adultes et la nouvelle colonie de cicadelles aura une proportion plus élevée de transmetteurs actifs. Cette nouvelle colonie pourra être utilisée pour augmenter la population des transmetteurs actifs. Le pourcentage de transmetteurs actifs d'une colonie doit être vérifié deux fois par an.

Pour satisfaire aux besoins des programmes nationaux et des compagnies semencières privées, il s'avère parfois nécessaire d'apporter des modifications aux techniques décrites dans ce manuel.

Les entomologistes chargés de mettre en place les installations d'élevage de cicadelles *Cicadulina* doivent être en mesure d'adapter les techniques mises au point par l'IITA à leurs propres conditions. Les chercheurs de l'IITA sont toujours prêts à aider les programmes nationaux à se doter d'installations d'élevage de *Cicadulina*.

Le programme national togolais, assisté par l'IITA et le Centre international d'amélioration du maïs et du blé (CIMMYT), a mis sur pied des installations d'élevage de *Cicadulina* et a modifié les méthodes d'infestation selon ses besoins. Le programme national du Zaïre et la station de moyenne altitude du CIMMYT à Harare, au Zimbabwe, ont bénéficié de l'assistance de l'IITA lors de la construction de leurs installations d'élevage. Pour ces deux derniers pays, il a fallu procéder à des modifications pour assurer la survie des insectes pendant les mois froids de l'hiver. L'IITA aide également les programmes nationaux du Ghana et du Cameroun à mettre en place des installations d'élevage.

En 1990, l'IITA a organisé un stage intensif de 2 semaines sur l'élevage des cicadelles *Cicadulina*. Des représentants de quatre pays africains ont participé à ce stage. Un tel stage pourra être organisé à nouveau à l'avenir si le besoin se fait sentir ou si la demande est suffisante. Les chercheurs des programmes nationaux devront contacter l'IITA pour exprimer leur intérêt et obtenir des informations plus détaillées.

Figure 19  
Des stagiaires écoutent les explications d'un chercheur de l'IITA (troisième à partir de la gauche) sur les techniques d'élevage en masse



- Alam, M. S. 1983. Mass production of leafhoppers. Pages 31-32 in IITA Annual Report for 1982. IITA, Ibadan, Nigeria.
- Dabrowski, Z. T. 1983. Identifying and collecting *Cicadulina* for maize streak resistance screening. IITA Research Briefs 4(4): 2-3.
- Dabrowski, Z. T. 1985. The biology and behavior of *Cicadulina triangula* in relation to maize streak virus resistance screening. Insect Science and its Application 6(3): 417-424.
- Dabrowski, Z. T. 1987a. Two new species of *Cicadulina* China (Hemiptera: Euscelidae) from West Africa. Bulletin of Entomological Research 77: 53-56.
- Dabrowski, Z. T. 1987b. Some parameters affecting suitability of *Cicadulina* species for resistance screening to maize streak virus. Insect Science and its Application 8: 757-764.
- Efron, Y., S. K. Kim, J. M. Fajemisin, J. H. Mareck, C. Y. Tang, Z. T. Dabrowski, H. W. Rossel, G. Thottappilly, and I.W. Buddenhagen. 1989. Breeding for resistance to maize streak virus: a multidisciplinary team approach. Plant Breeding 103: 1-36.
- Fajemisin, J. M., G. E. Cook, F. Okusanya, and S. A. Shoyinka. 1976. Maize streak epiphytotic in Nigeria. Plant Disease Reporter 60: 443-447.
- Fajemisin, J. M., and S. A. Shoyinka. 1976. Maize streak and other maize virus diseases in West Africa. Pages 52-61 in Proceedings of the International Maize Virus Disease Colloquium and Workshop, edited by L.E. Williams, D.T. Gordon, and L.R. Nault. Wooster, Ohio, USA.
- Fennah, R. G. 1959. A new species of *Cicadulina* (Homoptera: Cicadellidae) from East Africa. Annals and Magazine of Natural History (Series 13) 2: 757-758.
- IITA (International Institute of Tropical Agriculture) 1987. IITA Annual Report and Research Highlights 1986. IITA, Ibadan, Nigeria.
- Leuschner, K., I. W. Buddenhagen, and J. Singh. 1980. Screening for resistance to maize streak virus: an improved method of field infestation. IITA Research Briefs 1(2): 4-6.
- Nielson, M. W. 1968. The leafhoppers vectors of phytopathogenic viruses (Homoptera: Cicadellidae): Taxonomy, biology, and virus transmission. U.S. Department of Agriculture Technical Bulletin Vol. 1382.
- Okoth, V. A. O., and Z. T. Dabrowski. 1987. Population density, species composition and infectivity with maize streak virus (MSV) of *Cicadulina* spp. leafhoppers in some ecological zones in Nigeria. Acta Oecologica/Oecologia Applicata 8(3): 191-200.
- Rose, D. J. W. 1962. Insect vectors of maize streak. Zoological Society of Southern Africa News Bulletin 3: 11.
- Rose, D. J. W. 1978. Epidemiology of maize streak disease. Annual Review of Entomology 23: 259-282.
- Rossel, H. W., and G. Thottappilly. 1985. Virus diseases of important food crops in tropical Africa. IITA, Ibadan, Nigeria. 61p.
- Ruppel, R. F. 1965. A review of the genus *Cicadulina* (Hemiptera: Cicadellidae). Publication of the Museum, Michigan State University Biological Series 2: 385-428.
- Soto, P. E., I. W. Buddenhagen, and V. L. Asnani. 1982. Development of streak virus resistant maize populations through improved challenge and selection methods. Annals of Applied Biology 100: 539-546.
- Storey, H. H. 1925. The transmission of streak disease of maize by the leafhopper *Balclutha mbila* Naudé. Annals of Applied Biology 12: 422-439.
- Storey, H. H. 1932. The inheritance by an insect vector of the ability to transmit a plant virus. Proceedings of the Royal Society of London (Series B) 112: 46-60.
- Storey, H. H. 1936. Virus diseases of East African plants. V. Streak disease of maize. East African Agricultural Journal 1: 471-475.
- van der Merwe, C. P. 1926. The maize jassid *Balclutha mbila* Naudé. Journal Department of Agriculture, Union of South Africa 12: 75-77.

- van Rensburg, G. D. J. 1982. Laboratory observations on the biology of *Cicadulina mbila* (Naudé) (Homoptera: Cicadellidae), a vector of maize streak disease. 1. The effect of temperature. *Phytophylactica* 14: 99-107.
- van Rensburg, G. D. J. 1983. Southern African species of the genus *Cicadulina* China (Homoptera: Cicadellidae) with descriptions of new species. Republic of South Africa Department of Agriculture and Fisheries Entomology Memorandum 57: 1-22.
- Webb, M. D. 1987. Species recognition in *Cicadulina* leafhoppers (Hemiptera: Cicadellidae) vectors of pathogens of Gramineae. *Bulletin of Entomological Research* 77: 683-712.

# Présentation de l'IITA

L'Institut international d'agriculture tropicale (IITA) a pour objectif d'accroître la productivité des principales cultures vivrières et d'élaborer des systèmes de production durables susceptibles de remplacer la jachère forestière, ou la culture sur brûlis, dans les zones tropicales humides et semi-humides. Les programmes d'amélioration des cultures travaillent essentiellement sur le manioc, le maïs et le niébé. L'igname, le soja et le plantain constituent également des priorités de recherche. Les résultats sont diffusés par le biais des programmes de coopération internationale, à savoir la formation, l'information et l'échange de matériel génétique.

L'IITA a été créé en 1967. Le gouvernement fédéral nigérian a fourni un terrain de 1000 hectares à Ibadan pour y installer le siège et la station expérimentale de l'Institut. Les capitaux initiaux ont été apportés par les fondations Ford et Rockefeller. Un conseil d'administration international préside aux affaires de l'IITA. Le personnel principal se compose de près de 180 chercheurs et experts, représentant environ 40 pays. Ceux-ci travaillent au siège d'Ibadan, et dans diverses antennes de l'IITA situées dans de nombreux pays d'Afrique subsaharienne.

L'IITA est l'un des centres internationaux de recherche agricole à but non lucratif, financés par le Groupe consultatif pour la recherche agricole internationale (GCAI). Fondé en 1971, le GCAI est une association regroupant quelque 50 pays, organisations internationales et régionales et fondations privées. La Banque mondiale, l'Organisation des Nations unies pour l'alimentation et l'agriculture (FAO) ainsi que le Programme des Nations unies pour le développement (PNUD) participent conjointement au financement de ces activités.