

INSTITUT FRANCAIS DE RECHERCHE SCIENTIFIQUE

POUR LE DEVELOPPEMENT EN COOPERATION

ORSTOM

B.P.V.51 ABIDJAN (Côte d'Ivoire)

---

Laboratoire de Phytovirologie

MEMOIRE DE SIX MOIS DE STAGE DE

I. Van Halder & M. Van Helden

Mécanismes de résistance du manioc à *Bemisia tabaci* (Gennadius)  
vecteur de la Mosaïque Africaine du Manioc

Sous la direction de  
C. FAUQUET

Phytovirologue ORSTOM  
Coordonnateur du Programme  
sur l'Epidémiologie de la Mosaïque Africaine du Manioc

## AVANT PROPOS

Les travaux présentés dans ce rapport ont été effectués à la demande de l'Université Agricole de Wageningen (Pays-Bas), lors d'un stage de six mois au laboratoire de Phytovirologie de l'ORSTOM (Adiopodoumé, Côte d'Ivoire). Cette étude fait partie du programme de recherche ORSTOM "Amélioration et valorisation de la culture du manioc", qui a débuté en 1980.

Nous voudrions remercier Claude FAUQUET, notre Maître de stage, pour son aide, ses encouragements et son enthousiasme pour ce travail. Nous voudrions également remercier Denis FARGETTE et Jean-Claude THOUVENEL pour leurs conseils et leur collaboration ; enfin tout le personnel du laboratoire de Phytovirologie, particulièrement Séraphin et Diarassouba pour leurs comptages dans les champs.

Inge Van Halder  
Maarten van Helden

mai 1986

# TABLE DES MATIERES

## AVANT PROPOS

## 1. INTRODUCTION

- 1.1. Le manioc
- 1.2. La maladie
- 1.3. La transmission
- 1.4. Le vecteur
- 1.5. Les stratégies de lutte

## 2. MATERIEL ET METHODES

- 2.1. Matériel végétal
- 2.2. Dispositif expérimental
- 2.3. Relevés des données
  - 2.3.1. Contamination
  - 2.3.2. Populations de vecteurs
  - 2.3.3. Populations de larves
  - 2.3.4. Caractères morphologiques
  - 2.3.5. Caractères physiologiques
- 2.4. Méthodes de calcul

## 3. RESULTATS

- 3.1. La contamination
- 3.2. Les populations de mouches blanches
  - 3.2.1. Adultes sur les plantes
  - 3.2.2. Adultes sur les étiquettes
  - 3.2.3. Les larves de mouches blanches
  - 3.2.4. La multiplication de mouches blanches
- 3.3. La résistance à l'inoculation
- 3.4. Les caractères morpho-physiologiques des clones
  - 3.4.1. Nombre de feuilles
  - 3.4.2. Nombre de tiges par plante
  - 3.4.3. Nombre d'apex par plante
  - 3.4.4. Hauteur
  - 3.4.5. Surface foliaire
  - 3.4.6. Les analyses chimiques
  - 3.4.7. La couleur et la pilosité des feuilles
- 3.5. Essai de corrélation
  - 3.5.1. Corrélation entre les résultats de 1985 et 1986
  - 3.5.2. Corrélation entre la contamination et les nombres de mouches blanches
  - 3.5.3. Corrélation entre les nombres de mouches blanches représentés par différentes variables
  - 3.5.4. Corrélations entre la contamination et les caractères morpho-physiologiques
  - 3.5.5. Corrélations entre les populations de mouches blanches et les caractères morpho-physiologiques

## 4. CONCLUSION

## 5. BIBLIOGRAPHIE

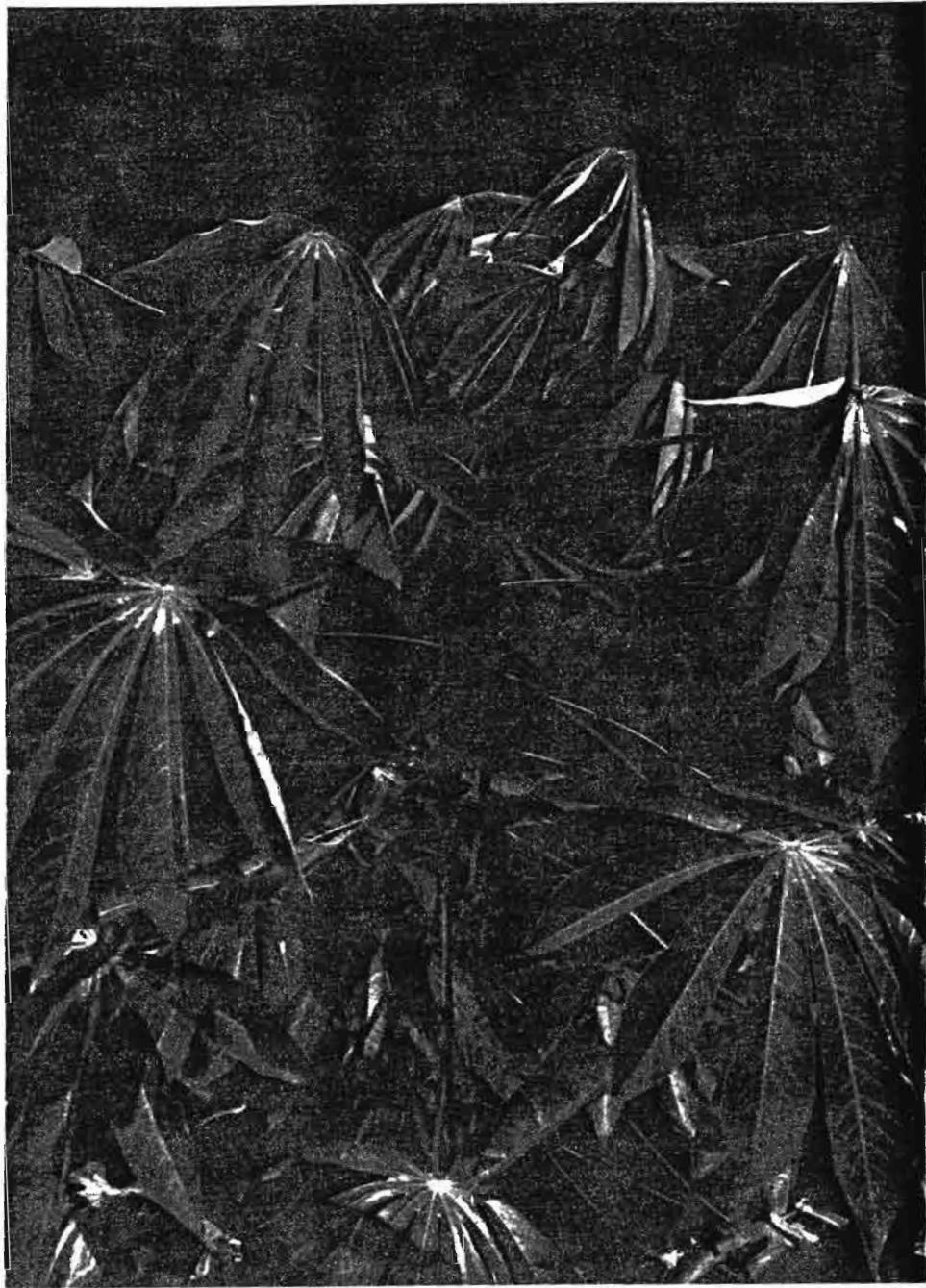


Photo 1. *Manihot esculenta*, Crantz. N° 20, Aîpin valenca.

## 1. INTRODUCTION

### 1.1. LE MANIOC

Le manioc, (*Manihot esculenta*, Crantz, famille des Euphorbiacées) (Photo 1.) est essentiellement cultivé pour ses racines tubérisées. Provenant d'Amérique du Sud il fut introduit en Afrique au 16<sup>ème</sup> siècle. Le manioc est un arbuste de 1 à 5 m de haut, multiplié par bouture. Les tubercules sont utilisables jusqu'à l'âge de 3 ans. Les potentialités de production sont énormes (plus de 200 t/ha), mais en milieu paysan traditionnel la récolte des racines est de l'ordre de 10 t/ha. Ce sont les facteurs humains, physiques et biologiques qui limitent sa production. Un des facteurs biologiques le plus importants est la Mosaïque Africaine du Manioc (MAM), une maladie virale typique du continent africain.

### 1.2. LA MALADIE

L'agent pathogène est un virus de type gemini, appelé African Cassava Mosaic Virus (ACMV) (Bock et Woods, 1983). Cette maladie est répandue sur la totalité du continent africain et affecte la très grande majorité des maniocs. La maladie n'existe pas en Amérique du Sud et on suppose que le virus, endémique à l'Afrique, a trouvé dans le manioc un hôte privilégié. Le virus provoque des tâches jaunes sur les feuilles et dans le cas graves des déformations. Les pertes de production sont de l'ordre de 30 % avec la variété CB ayant une résistance moyenne (Fargette, 1985). Mais elles peuvent atteindre avec d'autres variétés des valeurs plus élevées (Bock & al., 1980).

### 1.3. LA TRANSMISSION

La Mosaïque Africaine du Manioc est transmise par les boutures provenant de plantes malades ou par l'insecte vecteur, *Bemisia tabaci* Gennadius. La transmission par l'aleurode est de type persistant. Le temps d'acquisition du virus par l'insecte est de quatre heures. Après quatre heures d'incubation l'insecte est virulifère et peut infecter une plante saine en 15 minutes d'inoculation (Chant, 1958). La transmission par les différents stades larvaires est possible, mais il n'y a pas de transmission ovarienne (Dubern, 1979).

### 1.4. LE VECTEUR

*B. tabaci*, (Photo 2.), est un insecte de l'ordre des Homoptères et de la superfamille des Aleyrodidæ. Il couvre une aire géographique très large, essentiellement dans la zone tropicale et peut coloniser plus de 300 espèces végétales (Mound et Halsey, 1978), mais il semble exister des biotypes adaptés à certains hôtes. Le premier stade larvaire est mobile, mais il ne se déplace que de quelques centimètres. Les deuxième, troisième et quatrième stades restent immobiles sur le côté inférieur de la feuille. L'adulte se développe dans le quatrième stade (puparium), il est ailé et mobile. Les différentes espèces d'aleurodes ne peuvent pas être distinguées au stade adulte. La détermination est basée sur l'aspect de l'exuvie du quatrième stade (Mound, 1973). Sur un plant de manioc la plupart des mouches blanches se trouvent sur les cinq feuilles terminales (Fargette, 1985), vraisemblablement à cause de la teneur élevée en azote soluble dans les jeunes feuilles (Mound, 1973). Les oeufs sont pondus près de l'apex.

A une température de 26°C le développement de l'œuf à l'adulte prend 17 jours. La

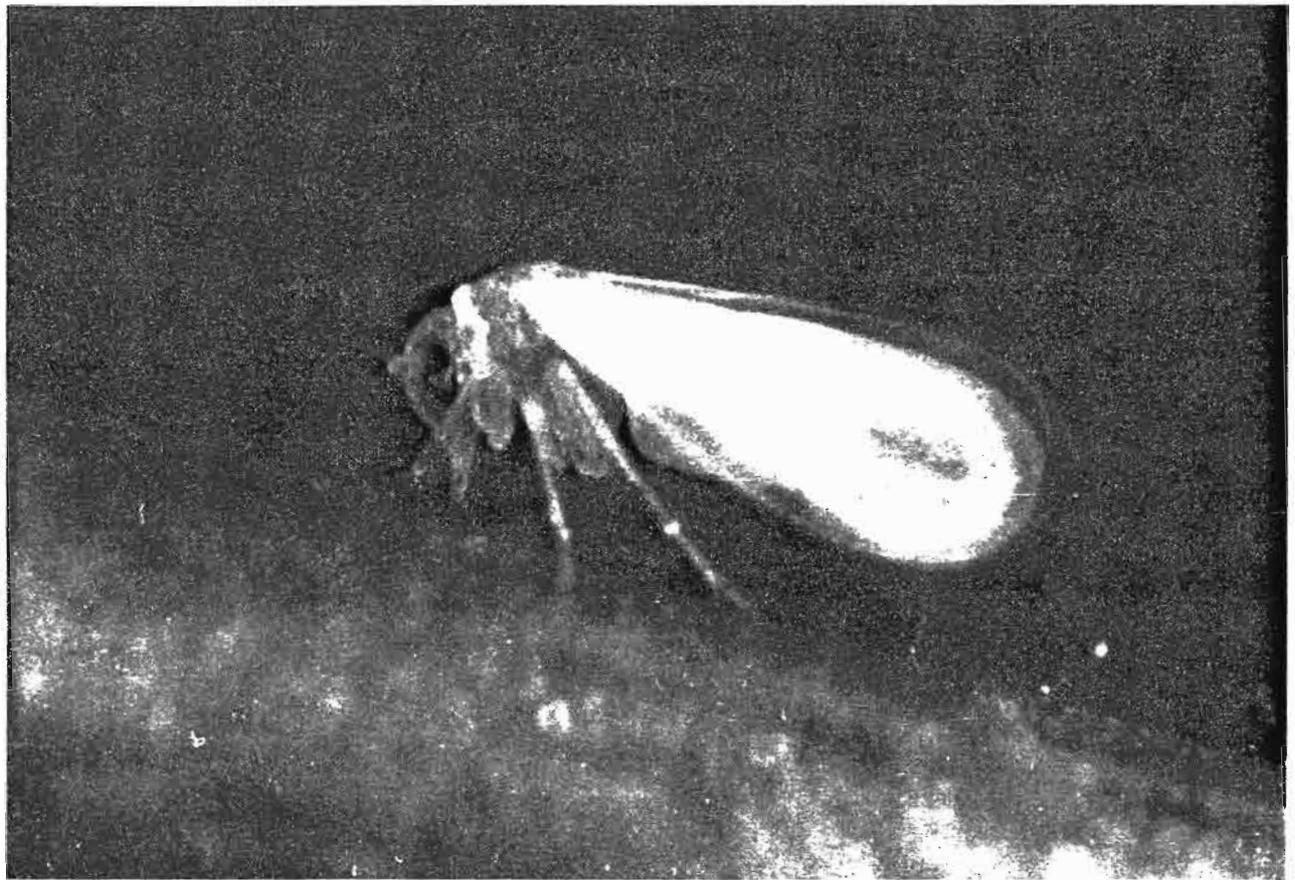


Photo 2. *Bemisia tabaci*, Gennadius, vecteur de la Mosaïque Africaine du Manioc.

longévité des adultes peut varier entre 18 et 84 jours (Leuschner, 1978).

La taille de la population des mouches blanches, qui varie d'une façon plus ou moins régulière d'une année à l'autre (Fargette, 1985), est influencée par les facteurs climatiques (température, lumière, pluie) (Fargette, 1985), l'état physiologique de l'hôte et la présence des parasites et des prédateurs (Leuschner, 1978). La vitesse de contamination est en relation étroite avec la taille de la population d'aleurodes (Leuschner, 1978 ; Fargette, 1985).

## 1.5. STRATEGIES DE LUTTE

Il existe plusieurs possibilités pour diminuer les pertes provoquées par la MAM. Certaines méthodes culturales, comme la date de plantation, la densité de plantation, influent sur le développement de la maladie. Le contrôle du vecteur avec des traitements insecticides semble irréalisable pour des raisons économiques et techniques. La méthode la plus efficace et la plus facile semble l'emploi de clones résistants.

### RESISTANCE

La résistance aux maladies virales se distingue selon plusieurs catégories différentes (Russel, 1978) :

- l'immunité totale de l'hôte
- la résistance à la diffusion du virus
- la résistance à l'expression des symptômes
- la résistance à la multiplication du virus
- la résistance au vecteur
- la résistance au champ
- la résistance à l'inoculation.

Les études précédentes ont démontré qu'il existe des relations étroites entre la résistance à l'inoculation, à l'expression des symptômes, à la multiplication du virus et à la contamination au champ. La résistance au vecteur, au contraire, est largement indépendante des quatre précédents (Colon, 1984 ; Fargette, 1985). La résistance au vecteur peut être divisée en trois classes (Russel, 1978) : la non-préférence, l'antibiosis et la tolérance. Ce dernier type de résistance n'a pas d'influence sur la dispersion de la mosaïque.

Dans le cas de la non-préférence la plante est moins, ou pas, acceptée par l'insecte. Cette attraction réduite dépend des facteurs morphologiques (pilosité, couleur, épaisseur de la cuticule, forme) ou biochimiques (répulsifs, attractifs) des clones.

L'antibiosis s'exprime par une diminution de la vitesse de croissance de la population des insectes (provoquée par une réduction de la vitesse du développement et/ou une réduction de la fécondité). L'antibiosis dépend aussi des facteurs morphologiques, mais surtout des facteurs biochimiques.

La différence entre la non-préférence et l'antibiosis est parfois difficile à établir. Les mêmes facteurs peuvent influencer l'attraction et la multiplication. Du fait que la MAM est transmise sur le mode persistant par *B. tabaci*, la non-préférence diminuerait directement la contamination primaire et indirectement la contamination secondaire. L'antibiosis n'a aucune influence sur la contamination primaire; la population de vecteur étant plus faible, la contamination secondaire est alors diminuée (Russel, 1978).

Dans le cas de la MAM la contamination primaire est la plus importante, mais dans un champ ayant une grande population de mouches blanches la contamination secondaire peut représenter 50 % de la contamination totale (Fargette, 1985).

L'objectif du présent essai est d'évaluer le niveau et le type de résistance de 24 clones de manioc au vecteur *B. tabaci* et donc à la mosaïque africaine du manioc. Par comparaison des populations de larves et des populations adultes de mouches blanches il devrait être possible de démontrer si la résistance au vecteur qui est présente dans cette collection de manioc est due à une diminution d'attraction ou à une faible multiplication de l'insecte. En d'autres termes sommes-nous en présence d'une résistance du type "non-préférence" ou du type "antibiosis" ou bien des deux types suivant les clones. Cette étude a aussi pour but de rechercher des corrélations entre ces composantes de résistance et des marqueurs morpho-physiologiques ou biochimiques de la plante.

NUMERO	NOM	ORIGINE
01	CB	ZAIRE
07	5543/156	KENYA
13	5318/34	KENYA
14	MWAKASANGA	KENYA
17	46106/27	KENYA
18	KASIMBIDGI GREEN	KENYA
19	50284/33	KENYA
20	AIPIN VALENCA	KENYA
21	GARIMOSHI	KENYA
22	NUSU RUPIA	INDES
23	KASIMBIDGI RED	KENYA
32	30211	NIGERIA
33	30572	NIGERIA
34	30337	NIGERIA
35	60444	NIGERIA
37	30395	NIGERIA
38	30555	NIGERIA
39	B32	RCA
40	A13	RCA
43	30040	NIGERIA
44	30786	NIGERIA
48	JACQUEVILLE	RCI
50	BONOUA ROUGE 1	RCI
51	BONOUA ROUGE 2	RCI
53	H57	MADAGASCAR

Tableau 2.1. Liste des clones utilisés dans cette étude avec leur numero, leur nom, leur origine et leur provenance.

## 2. MATERIEL ET METHODES

### 2.1. LE MATERIEL VEGETAL

Nous utilisons 24 clones de provenances très diverses (Tableau 2.1). Ce sont d'une part des clones locaux de différents pays, d'hybrides interspécifiques obtenus lors de programmes d'amélioration conduits par Storey et Jennings depuis 1937 au Kenya et d'hybrides intraspécifiques créés à l'IDESSA (Bouaké, Côte-d'Ivoire) dont seul le parent femelle (CB) est connu. Les boutures de cet essai sont obtenues par sélection de pieds sains dans une expérimentation précédente.

### 2.2. DISPOSITIF EXPERIMENTAL

L'essai est situé à la Station Expérimentale de l'ORSTOM d'Adiopodoumé, sur un sol sablonneux. Il est orienté dans l'axe Sud/Ouest-Nord/Est correspondant à la direction du vent dominant. En orientant le champ face au vent dominant, le gradient de contamination (Fargette et al. 1984) se répartit uniformément sur toutes les répétitions. Cette variable ainsi orientée peut être considérée comme supprimée ou du moins son effet est-il homogène. A proximité de l'essai se trouvaient plusieurs champs de manioc virosés.

L'essai est divisé en trois répétitions de 24 blocs. Pour des raisons statistiques il aurait fallu que tous les clones soient présents dans une seule colonne. Mais afin de créer un espace variétal plus grand et plus homogène, nous avons préféré privilégier le nombre de plantes par bloc, ce qui explique que chaque répétition occupe 3 colonnes au lieu d'une (Fig. 2.1). Chaque bloc est ainsi composé de  $6 \times 6 = 36$  plantes d'un même clone.

Toutes les mesures sont effectuées sur les  $4 \times 4$  plantes au milieu de chaque bloc. Il y a donc pour chaque clone 3 répétitions de 16 plantes, soit 48 plantes.

La distance entre les plantes est de un mètre, alors qu'entre les blocs elle est de deux mètres. Les clones sont répartis de façon aléatoire dans les colonnes pour limiter l'influence du gradient de mouches blanches et l'influence de variétés voisines entre elles.

Les boutures ont été plantées le 12 décembre 1985. Le 22 janvier 1986 les boutures non germées sont remplacées par des boutures des mêmes clones afin de maintenir une densité de plantes constante.

Les remplaçants ne sont pas comptés dans les mesures, parce qu'ils n'ont pas atteint la même vigueur. Après la replantation, le champ fut arrosé une fois. Les mauvaises herbes sont enlevées plusieurs fois au cours de l'essai par sarclage manuel.

### 2.3. RELEVES DES DONNEES

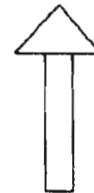
#### 2.3.1. Estimation de la contamination

Tous les quinze jours les plantes malades sont étiquetées. Les plantes qui sont malades à la première date de comptage (8 janvier, soit 27 jours après plantation (JAP)) sont supprimées dans les calculs de contamination parce qu'elles étaient probablement virosées avant la plantation. Trois variétés (32, 49 et 50) étaient très malades avant plantation et ne font pas partie des résultats de la contamination.

# ESSAI VARIETAL 86

	A			B			C		
21	38	51	19	33	1	18	32	53	
20	37	50	14	38	43	7	35	51	
19	35	1	21	32	50	20	23	43	
18	34	48	13	37	40	17	38	50	
17	33	53	18	23	48	21	22	40	
14	32	43	7	35	39	14	34	1	
13	23	40	20	22	51	19	37	39	
7	22	39	17	34	53	13	33	48	

**3 REPETITIONS (A,B,C)**  
**24 BLOCS PAR REPETITION**  
**36 PLANTES PAR BLOC ( 6 x 6 )**



**VENT  
 DOMINANT  
 (sud-ouest)**

**1 - 53 - NUMEROS DES CLONES SELON TABLEAU 1**

**Fig 2.1 PLAN DE L'ESSAI VARIETAL 1986**

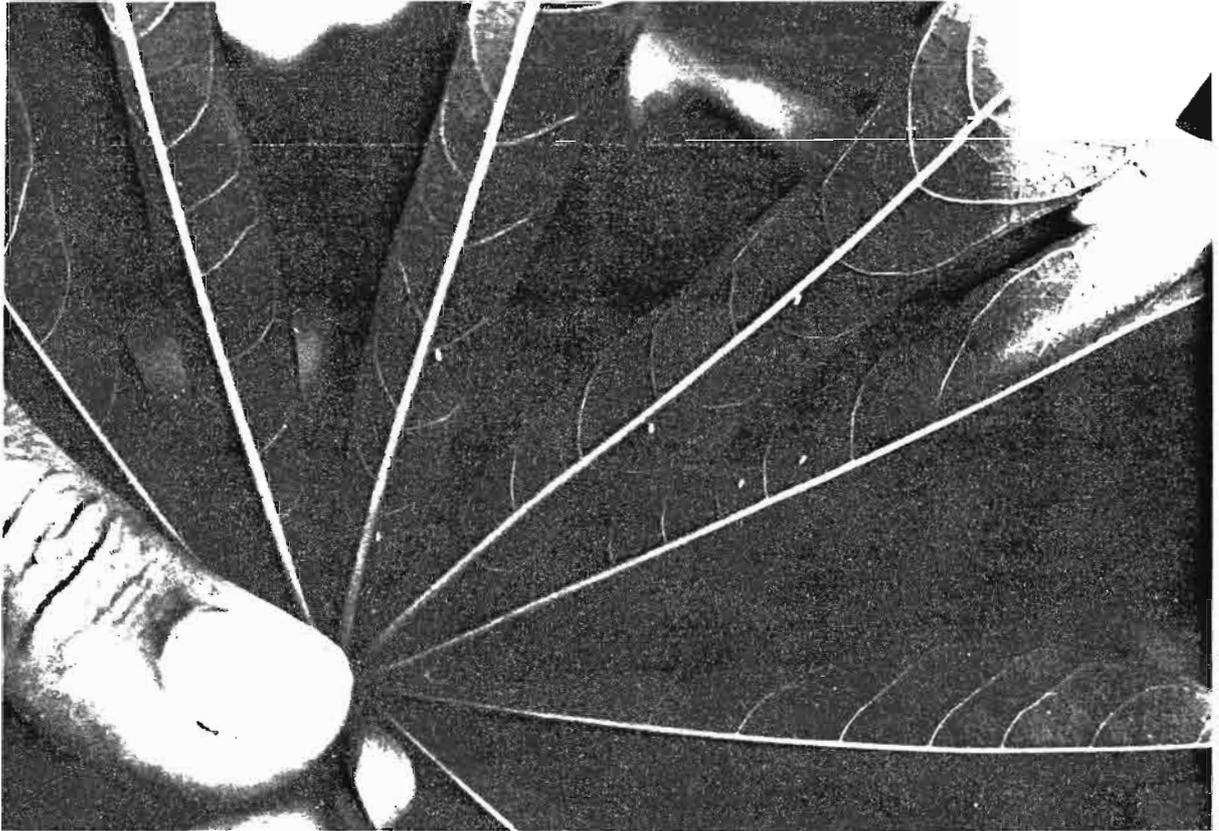


Photo 3. Estimation des populations d'adultes de *Bemisia tabaci*, par comptage des adultes sur la face inférieure des cinq premières feuilles de chaque apex de manioc.



Photo 4. Estimation des populations d'adultes de *Bemisia tabaci*, par piègeage sur des étiquettes attractives engluées.

### 2.3.2. Estimation des populations de vecteurs adultes

La taille des populations des adultes de *Bemisia tabaci* est estimée de deux façons. Tous les quinze jours les mouches blanches sont comptées sur la face inférieure des cinq dernières feuilles d'un apex de chaque plante (Photo 3.). Le nombre total de mouches blanches par plante est estimé en multipliant ce nombre de mouches blanches par apex et le nombre d'apex par plante.

L'autre estimation du nombre des adultes par clone est réalisé au moyen d'étiquettes jaunes (Photo 4.). Les étiquettes (7,5 x 5,5 cm) sont enduites de colle sur un côté (Tangle trap - Tangle foot Company). Les mouches blanches qui sont fortement attirées par le jaune (Mound, 1962) viennent se coller sur les étiquettes et peuvent ainsi être comptées facilement. Chaque semaine une étiquette est accrochée avec une pince au pétiole de la dixième feuille d'une plante au milieu de chaque bloc. Après 24 heures, les étiquettes sont relevées et les mouches blanches comptées.

### 2.3.3. Estimation des larves

Tous les quinze jours la dernière feuille d'un apex est bagueée. La semaine suivante les larves sont comptées sur la feuille se trouvant au milieu de l'intervalle défini par deux bagues (Photo 5.). Ainsi cette feuille a un âge d'environ deux semaines par rapport à l'apex et se trouve donc dans la zone la plus riche en larves (Helden et Halder, 1986).

Du fait de la quantité importante de plantes dans l'essai (3 x 24 x 16) , les larves sont comptées sur une feuille par plante. Les comptages sont effectués sur 48 plantes par clone.

### 2.3.4. Estimation des caractères morphologiques

Les caractères suivants sont mesurés tous les quinze jours :

- nombre de feuilles
- nombre de tiges
- nombre d'apex
- hauteur des plantes

Le nombre de feuilles qui ont poussé en quinze jours (entre deux bagues) est compté sur chaque plante. Le nombre de tiges et d'apex est aussi compté. La hauteur des plantes est mesurée pour chaque bloc.

Dans la semaine du 31 mars au 4 avril (109-113 JAP) nous avons mesuré sur la 7ème feuille le nombre de lobes ainsi que la longueur et la largeur du lobe médian. Ces mesures sont effectuées sur 100 plantes par clone (33, 33 et 34 feuilles par bloc). Dans la même période les mêmes caractères sont mesurés sur 10 à 20 feuilles de huit clones très différents (7, 13, 14, 17, 22, 23, 35, 50). La surface de ces feuilles est mesurée avec un planimètre (Milliplan de chez Metraplan, 38640 CLAIX, France). Ainsi il fut possible de trouver une relation entre la surface et le nombre de lobes, la longueur et la largeur, qui nous permit d'estimer la surface foliaire de tous les clones.

### 2.3.5. L'estimation des caractères physiologiques

Dans la semaine du 7-11 avril (116-120 jours après plantation) deux échantillons de 3x10 feuilles (10 premières feuilles dépliées par bloc) sont prélevés pour chaque clone. La teneur en CN<sup>-</sup>, K, Ca, Mg et P est déterminée deux fois sur chaque échantillon de feuilles.

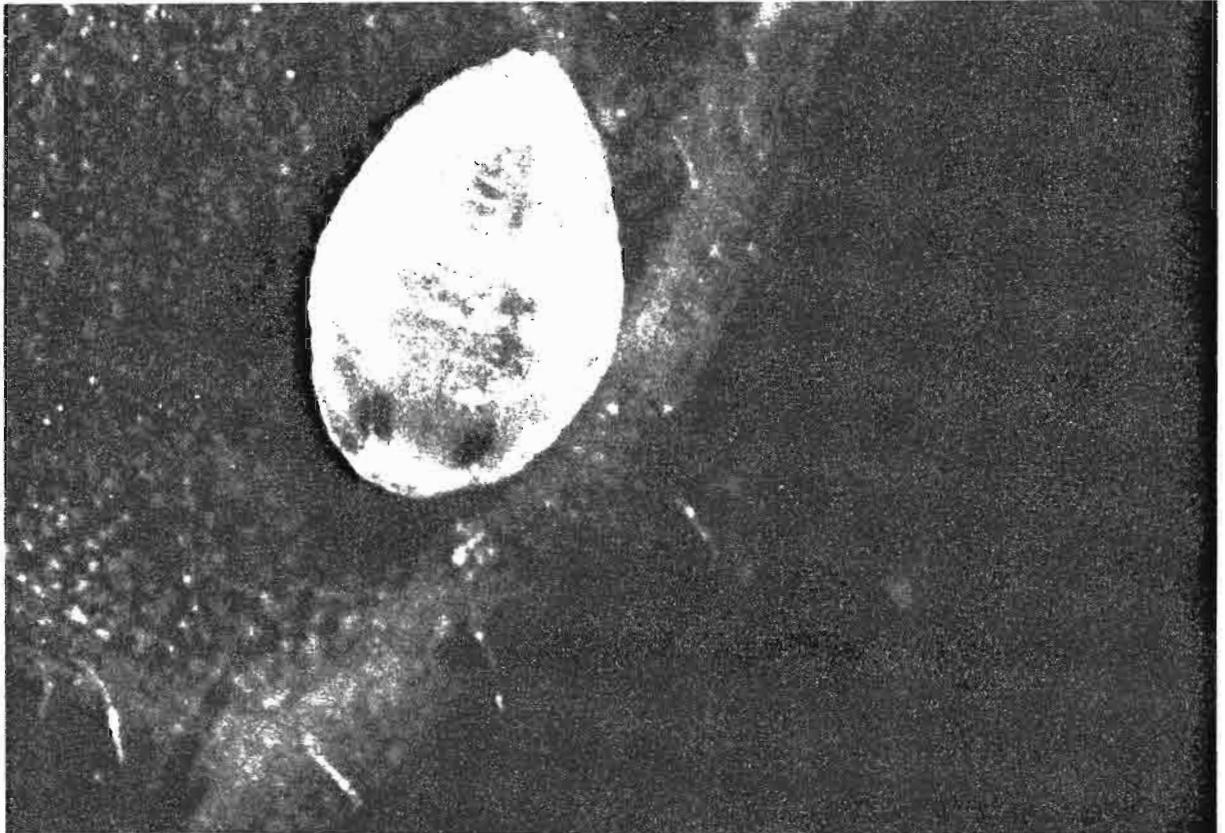


Photo 5. Estimation des populations de larves de *Bemisia tabaci*, (tous stades confondus), par comptage des larves sous la face inférieure de la septième feuille des manioc.

## 2.4. Méthodes de calculs

Chaque variable est mesurée plusieurs fois, entre deux et 12 fois, et afin de s'affranchir des variations de mesure et des variations climatiques, chaque variable sera appréciée pendant cet intervalle de temps, par transformation des courbes obtenues.

Pour l'exploitation des données nous ferons appel aux corrélations simples entre deux facteurs et aux corrélations multiples pas à pas, avec calcul des coefficients de corrélation, pour déterminer la hiérarchie des facteurs corrélés les uns aux autres.

### 3. RESULTATS

#### 3.1. La contamination

La figure 3.1. montre les pourcentages cumulés de contamination en fonction du temps pour les différents clones. En général, après un démarrage rapide, la contamination ralentit et semble atteindre un palier. Mais il existe beaucoup de différences entre le comportement des clones. Par exemple les clones 20 et 43 ne dépassent pas une contamination de 25 %, tandis que le clone 51 se contamine à 100 %. Certains clones sont infectés plus précocement que d'autres. Pour classer les clones selon leur résistance au champ nous avons pris comme critères le pourcentage cumulé de contamination ( $\Sigma$  CONTA) et la somme des pourcentages cumulés de contamination ( $\Sigma\Sigma$  CONTA). Ce dernier indice est une estimation de la surface délimitée par la courbe et l'axe des abscisses jusqu'à la dernière date et représente donc un moyen de comparer les courbes différentes de contamination. L'échelle de cet indice varie de 98 pour le clone résistant n° 20 à 506 pour le clone sensible n° 51 (Tableau 3.1.).

#### 3.2. Les populations de mouches blanches

##### 3.2.1. Adultes sur les plantes

Les nombres moyens de mouches blanches par apex au cours du temps sont illustrés dans la figure 3.2. La multiplication de ce nombre par le nombre d'apex par plante, pour chaque clone, donne les nombres de mouches blanches par plante (Fig. 3.3). Dans ces deux figures on voit un maximum de mouches blanches en janvier et au début de mars. Les nombres de mouches blanches diffèrent considérablement entre les clones. Par exemple le 3 mars le clone 17 héberge 111 mouches blanches par plante, le clone 35 seulement 15.

Comme critères d'évaluation nous avons choisi la somme des nombres de mouches blanches des sept relevés, comptés par apex ( $\Sigma$  MCM/A) et par plante ( $\Sigma$  MCM/P), et également la somme des nombres cumulés ( $\Sigma\Sigma$  MCM/A et  $\Sigma\Sigma$  MCM/P) (Tableau 3.1).

##### 3.2.2. Adultes sur les étiquettes

La figure 3.4 illustre les nombres de mouches blanches comptés par étiquette au cours du temps. Chaque point représente la moyenne de trois étiquettes par clone et par semaine. Le nombre de mouches blanches comptées sur une étiquette restant 24 heures dans le champ est remarquablement élevé. Les étiquettes jaunes attirent donc très fortement les mouches blanches. Au cours du temps les nombres de mouches blanches par étiquette montrent un maximum fin janvier et un autre plus important en février. Cette évolution dans le temps correspond assez bien à celle des mouches blanches par apex et par plante (Fig. 3.2 et 3.3).

Les différences entre les nombres de mouches blanches par étiquette pour des clones différents ne sont pas très grandes. Les nombres de mouches blanches comptés sur les étiquettes sont difficiles à expliquer, du fait que ces étiquettes sont attractives. Leur efficacité dépend non seulement de la taille de la population de mouches blanches dans le champ, mais aussi du comportement des mouches blanches qui peut varier d'un jour à l'autre (vitesse du vent, température...). La distance d'attraction des mouches blanches par les étiquettes n'est pas connue, ni les facteurs qui influent sur la taille de cette distance.

Comme critère de comparaison pour les analyses nous avons calculé la somme de nombres de mouches blanches par étiquette ( $\Sigma$  MCM/E) et la somme de nombres cumulés de mouches blanches par étiquette ( $\Sigma\Sigma$  MCM/B) (Tableau 3.1).

### 3.2.3. Les larves

Les nombres de larves par feuille pour les clones différents sont exprimés par la figure 3.5. Cette figure montre un maximum assez vague en février/mars. Le nombre de larves par feuille varie considérablement entre les clones. Par exemple, le 24 février nous avons compté 150 larves par feuille sur le clone n° 13 et 41 larves par feuille sur le clone n° 7. Ces chiffres représentent seulement les larves sur une feuille au milieu d'une zone de feuilles (Van Helden & Van Halder, 1986). En multipliant le nombre de larves par feuille et le nombre de feuilles par zone nous avons calculé le nombre de larves par zone (Fig. 3.6).

Comme critères d'évaluation nous avons choisi la somme des nombres de larves par feuille ( $\sum \text{LAR/FE}$ ) et par zone ( $\sum \text{LAR/Z}$ ) et aussi la somme des nombres cumulés de larves au cours du temps ( $\sum \sum \text{LAR/FE}$  et  $\sum \sum \text{LAR/Z}$ ) (Table 3.1).

### 3.2.4. La multiplication de mouches blanches

Comme indice de la multiplication des mouches blanches nous avons calculé pour chaque date la somme des larves par feuille, divisée par la somme des mouches blanches par apex (comptée une semaine avant les larves), donc ( $\sum \text{LAR/F}/(\sum \text{MCM/A})$ ) (Fig. 3.7.). Comme le développement de l'œuf à l'adulte prend environ deux semaines, on peut dire que les larves sont en majorité les descendants de ces mouches blanches. La figure 3.7 montre qu'après le premier comptage, cet indice est relativement stable dans le temps. Nous avons choisi la somme de ces cinq dernières valeurs comme indicateur comparatif de la multiplication des mouches blanches (Tableau 3.1., MULT).

## 3.3. La résistance à l'inoculation

La période entre l'infection de la plante par la mouche blanche et l'expression des symptômes (période de latence) est de l'ordre de quatre semaines (Fargette, 1985; Van Helden & Van Halder, 1986).

Le nombre cumulé de mouches blanches par plante divisé par le pourcentage cumulé de contamination quatre semaines plus tard, est illustré dans la figure 3.5 (R INOC). Nous avons défini ce rapport entre les populations d'aleurodes et l'incidence de la maladie comme étant une approche de la résistance à l'inoculation. Il représente une indication du nombre de mouches blanches qu'il faut avoir compté sur une plante pour enregistrer une infection. La figure 3.8 montre que les courbes peuvent être, pour la période considérée, assimilées à des droites, dont les pentes sont calculées par régression linéaire (R INOC, Tableau 3.1).

## 3.4. Les caractères morpho-physiologiques des clones

### 3.4.1. Nombre de feuilles

Chaque quinze jours le nombre de feuilles entre les dernières bagues et les précédentes est compté. Les moyennes par clone sont illustrées dans la figure 3.9. On peut voir au cours du temps que les nombres moyens de feuilles par zone passent de 15 dans la première période à 56 feuilles par zone dans la dernière période. Le nombre de feuilles par zone diffère entre les clones parce qu'ils n'ont pas la même vitesse de croissance ni le même type de branchement. Au dernier relevé on a une différence entre les clones de 30 à 110 feuilles par zone (respectivement pour

les clones 14 et 35).

Comme critère d'évaluation nous avons calculé la somme des nombres de feuilles par zone au cours du temps ( $\sum$  NB FE/Z, Tableau 3.1).

### 3.4.2. Nombre de tiges

Le nombre de tiges par plante est compté chaque quinzaine (Fig. 3.10). La figure 3.10 montre que le nombre de tiges est très stable dans le temps. Donc il n'est pas nécessaire de compter ce nombre de tiges à chaque relevé.

Comme critère nous avons calculé la somme du nombre de tiges par plante ( $\sum$  NB TIGES, Tableau 3.1).

### 3.4.3. Nombre d'apex

La figure 3.11 illustre le nombre d'apex par plante au cours du temps. Il y a des clones qui ne branchent pas (14, 18, 20, 21), mais il y en a aussi qui se ramifient plusieurs fois (32, 35 et 38).

Comme indice nous avons calculé la somme du nombre d'apex au cours du temps ( $\sum$  NB APEX, Tableau 3.1).

### 3.4.4. Hauteur

La hauteur des plantes, dans chaque bloc, est mesurée chaque quinzaine (Fig. 3.12). La hauteur augmente presque linéairement dans le temps. A la dernière date (7.4.86) le clone le plus petit mesure 177 cm (n° 17 et 19), le plus grand 267 cm (clone 22). Afin de quantifier la croissance en hauteur pour les 24 clones, les pentes des droites obtenues par régression linéaire des mesures de la hauteur, en fonction du temps, ont été calculées (HAUT (pte), Tableau 3.1).

### 3.4.5. Surface foliaire

Dans la semaine du 31/4 au 4/5 nous avons mesuré sur la 7ème feuille le nombre de lobes ainsi que la longueur et la largeur du lobe médian. Ces mesures sont effectuées sur 100 plantes par clone. Les mêmes caractères sont mesurés sur 10 à 20 feuilles des clones n° 7, 13, 14, 17, 22, 23, 35 et 50. La surface foliaire de ces dernières feuilles est mesurée avec un planimètre. L'analyse des résultats montre que la surface foliaire est bien estimée par la fonction :

$$\text{Surface} = 0.39 (\text{longueur} \times \text{largeur} \times \text{nombre de lobes}) + 29,1$$

Le coefficient de corrélation entre la surface mesurée et calculée est de 0,94, ce qui est hautement significatif ( $p = 0.01$ ) (Fig. 3.13). Avec cette fonction nous avons calculé la surface de la 7ème feuille pour tous les 24 clones (SURF/FE (en cm<sup>2</sup>), Tableau 3.1). La surface foliaire par zone est calculée en multipliant la surface par feuille et le nombre de feuilles dans la dernière zone (SURF/Z, Table 3.1).

### 3.4.6. Les analyses chimiques

Les deux analyses sur la teneur en CN<sup>-</sup> montrent une grande variabilité, ce qui nécessite une grande prudence quant à leur interprétation. Nous avons estimé la teneur en CN<sup>-</sup> en calculant la moyenne, qui varie de 231 à 578 ppm (Tableau 3.1). Les résultats des analyses de

K, Ca, Mg et P sont exprimés en % de matière sèche (Tableau 3.1).

Nous avons également calculé le rapport  $K/(Ca + Mg)$ , car il a été démontré que ce rapport a une influence sur la fécondité de la cochenille du Manioc, *Phenacoccus manihoti* (Le Ru, 1984).

### 3.4.7. La couleur et la pilosité des feuilles

Ces caractères ont été déterminés dans un essai variétal comparable fait en 1985 (Leylavergne, 1986). Les couleurs des jeunes et vieilles feuilles sont classées en donnant des numéros d'ordre allant de la plus claire à la plus foncée (selon les échantillons de couleur du COLORMAP de SIGMA COATINGS B.V., Pays-Bas). Les différences de couleurs étaient faibles pour les vieilles feuilles (échelle de 1 à 7) et plus grandes pour les jeunes feuilles (échelle de 3 à 21) (respectivement CFJE et CFVI dans le Tableau 3.1).

La pilosité des jeunes feuilles est évaluée à l'aide d'une loupe binoculaire par comptage de la densité de poils par  $mm^2$ , sur la face inférieure des dix dernières feuilles (PIJF en Tableau 3.1) (Leylavergne, 1986). Ce tableau montre que quatre clones seulement sont plus ou moins hirsutes, les vingt autres sont glabres.

## 3.5. Calculs de corrélations

Dans le chapitre suivant le premier but a été de trouver des relations entre les données des chapitres ci-dessus. Quand on trouve un coefficient de corrélation significatif on peut être sûr qu'il existe une relation, soit une relation causale, soit une relation parallèle évoluant simultanément sans causalité. Si le coefficient de corrélation n'est pas significatif il n'existe pas de relation ou la variabilité est trop grande pour la mettre en évidence.

### 3.5.1. Corrélations entre les résultats de 1985 et 1986

En 1985 un essai comparable a été réalisé, qui comprend les mêmes clones que dans l'essai 1986. Pour comparer les résultats des deux années nous avons calculé les coefficients de corrélations par régression linéaire entre les indices comparables (Tableau 3.2).

#### a. Contamination 1985-1986

Il existe une bonne corrélation ( $r=0,77$ , significatif  $p=0,01$ ) entre la contamination de 1985 et 1986 (Fig. 3.14). Les clones qui étaient résistants en 1985, étaient également résistants en 1986. La résistance au champ est donc une vraie propriété du clone, qui n'a pas changé beaucoup d'une année à l'autre.

#### b. mouches blanches par apex 1985-1986

Les sommes des nombres de mouches blanches par apex sont bien corrélées entre les deux années ( $r=0,63$ , significatif  $p=0,01$ ), bien qu'en 1986 la taille des populations d'aleurodes soit plus grande qu'en 1985 (Fig. 3.15). La somme des mouches blanches par apex est encore mieux corrélée ( $r=0,68$ ,  $p=0,01$ ).

#### c. mouches blanches par plante 85-86

Les nombres de mouches blanches par plante sont presque aussi bien corrélés que les nombres de mouches blanches par apex ( $r=0,61$  pour la  $\sum MCM/PL$  et  $r=0,66$  pour la  $\sum \sum MCM/PL$ ,  $p=0,01$ ) entre les deux années (Fig. 3.16). Donc l'ordre dans lequel les clones sont résistants au vecteur ne change pas beaucoup d'une année à l'autre.

#### **d. Nombre d'apex par plante 1985-1986**

La corrélation entre le nombre d'apex par plante en 1985 et 1986 est très bonne ( $r=0,80$ , significatif  $p=0,01$ ) (Fig. 3.17).

#### **e. Nombre de feuilles par plante 1985-1986**

Bien que le nombre de feuilles soit exprimé par des indices différents en 1985 et 1986, la corrélation est hautement significative ( $r=0,70$ ,  $p=0,01$ ) (Fig. 3.18).

#### **f. Hauteur 1985-1986**

La corrélation entre la hauteur en 1985 et 1986 est faible ( $r=0,31$ ) et non significative (Fig. 3.19).

#### **g. Concentration en ion $CN^-$ 1985-1986**

Nous n'avons pas trouvé de corrélation entre les teneurs en  $CN^-$  en 1985 et 1986 ( $r=0,04$ ). L'absence de cette corrélation est peut-être liée au type d'analyse, parce qu'il y a beaucoup de différences entre les deux répétitions en 1986.

#### **h. Résistance à l'inoculation (R INOC) 1985-1986**

Cette résistance à l'inoculation n'est pas corrélée entre les deux années, bien que cette résistance représente le rapport entre les nombres de mouches blanches et la contamination (tous les deux corrélés entre 1985-1986).

### **Conclusions**

Les facteurs les plus importants, comme la contamination et les nombres de mouches blanches, sont bien corrélés entre 1985 et 1986. La résistance à l'inoculation au contraire n'est pas corrélée. Certains caractères de la plante, les nombres d'apex et de feuilles sont très bien corrélés, la hauteur et la teneur en  $CN^-$  ne le sont pas.

### **3.5.2. Corrélations entre contamination et nombre de mouches blanches**

Le Tableau 3.3 montre les coefficients de corrélation obtenus par régression linéaire entre la contamination, exprimée de deux façons ( $\Sigma$  CONTA et  $\Sigma\Sigma$  CONTA) et les nombres de mouches blanches, représenté par ; les adultes par apex ( $\Sigma$  MCH/A et  $\Sigma\Sigma$  MCH/A), les adultes par plante ( $\Sigma$  MCH/PI et  $\Sigma\Sigma$  MCH/PI), les adultes par étiquette ( $\Sigma$  MCH/E et  $\Sigma\Sigma$  MCH/E), les larves par feuille ( $\Sigma$  LAR/F et  $\Sigma\Sigma$  LAR/F) et les larves par zone ( $\Sigma$  LAR/Z et  $\Sigma\Sigma$  LAR/Z). Les mouches blanches par apex montrent une faible corrélation avec la contamination ( $r=0,32$ ) (Fig. 3.20) qui n'est pas significative. Les nombres de mouches blanches par plante sont mieux corrélés avec la contamination ( $r=0,39$ ), ce qui est presque significatif (un  $r$  de 0,404 est significatif à  $p=0,05$ ) (Fig. 3.21).

Il semble évident, à partir de ces coefficients de corrélations, que les populations de mouches blanches, estimées par étiquette ne sont pas du tout corrélées avec la contamination ( $r=0,06$ ) (Fig. 3.22).

De même les larves par feuille ne sont pas corrélées significativement avec la contamination ( $r=0,28$ ) (Fig. 3.23).

Seule la corrélation entre  $\Sigma\Sigma$  CONTA et  $\Sigma\Sigma$  LAR/Z est significative ( $r=0,41$ ,

$p=0,05$ ) (Fig. 3.24).

### Conclusions

Les coefficients de corrélations entre la contamination et les mouches blanches montrent qu'il existe une faible relation, mais qui n'est pas significative.

Les mouches blanches par étiquette ne montrent au contraire aucune relation avec la contamination.

#### 3.5.3. Corrélations entre les nombres de mouches blanches représentées par différentes variables

Dans cet essai nous avons exprimé la taille de la population de mouches blanches par des caractères différents. Les adultes sont représentés par apex, par plante et par étiquette, les larves par feuille et par zone. Le Tableau 3.3 montre les coefficients de corrélation entre ces représentations différentes. Les corrélations entre la  $\Sigma$  et la  $\Sigma\Sigma$  sont pour chaque caractère hautement significatives (respectivement 0,97; 0,98; 0,98; 0,99 et 0,98).

Les nombres de mouches blanches par apex et par plante sont aussi bien corrélés ( $r=0,90$ ,  $p=0,01$ ) (Fig. 3.25), de même les nombres de larves par feuille et par zone ( $r=0,87$ ,  $p=0,01$ ) (Fig. 3.26). Ces corrélations sont compréhensibles, du fait qu'il y a seulement un facteur de multiplication entre les deux valeurs, néanmoins ces caractères ne doivent pas nécessairement être aussi bien corrélés.

Les nombres de mouches blanches par apex et de larves par feuille sont remarquablement bien corrélés ( $r=0,95$ ,  $p=0,01$ ) (Fig. 3.27). De la même façon, les nombres de mouches blanches par plante et de larves par zone sont très bien corrélés ( $r=0,89$ ,  $p=0,01$ ) (Fig. 3.28).

Quant aux nombres de mouches blanches par étiquette, ils ne sont corrélés ni avec les mouches blanches par apex ( $r=0,13$ ), ni avec les mouches blanches par plante ( $r=0,12$ ), ni avec les larves par feuille ( $r=0,13$ ), ni avec les larves par zone ( $r=0,36$ ). Les étiquettes représentent donc un moyen de comptage des mouches blanches qui n'est pas corrélé avec le nombre de mouches blanches comptées sur les clones. La signification des nombres comptés sur les étiquettes reste peu claire et demande donc des recherches complémentaires.

#### 3.5.4. Corrélations entre contamination et caractères morpho-physiologiques du clone

Le Tableau 3.4 montre les coefficients de corrélation entre la contamination et les caractères du clone. Seule la teneur en Mg (en % de matière sèche) est significativement corrélée avec la contamination ( $r=0,45$ ,  $p=0,05$ ) (Fig. 3.29). Cette relation est-elle causale ou non cela reste inconnu.

#### 3.5.5. Corrélations entre populations de mouches blanches et caractères morpho-physiologiques du clone

Les coefficients de corrélations obtenus par régression linéaire entre les nombres de mouches blanches et les caractères du clone sont répertoriés dans le Tableau 3.4.

##### a) Nombre d'apex

Les nombres de mouches blanches par apex sont significativement corrélés avec les nombres d'apex par plante ( $r=0,43$ ,  $p=0,05$ ). Cette corrélation est négative et donc plus il y a d'apex par plante, moins il y a de mouches blanches par apex (Fig. 3.30).

Le nombre d'apex fonctionne donc comme un facteur de dilution. Le nombre de mouches blanches par plante n'est au contraire pas dépendant du nombre d'apex de cette plante ( $r=-0,14$ ).

Les mouches blanches par étiquette ne sont pas corrélées avec le nombre d'apex, ni avec les nombres de larves par zone ( $r=0,00$  et  $r=0,04$ ). Les larves par feuille montrent une faible corrélation avec le nombre d'apex ( $r=-0,36$ ), qui n'est pas significatif.

#### **b) Le nombre de tiges**

Le nombre de tiges est seulement corrélé avec le nombre de mouches blanches par étiquette ( $r=0,54$ ,  $p=0,01$ ). La cause de cette relation est peut-être liée à la diminution de la vitesse du vent par les tiges, qui facilite le vol des mouches blanches vers les étiquettes.

#### **c) Le nombre de feuilles**

Nous avons établi une corrélation négative entre le nombre de feuilles et le nombre de mouches blanches par apex ( $r=-0,56$ ,  $p=0,01$ ) (Fig. 3,31) et le nombre de larves par feuille ( $r=-0,53$ ,  $p=0,01$ ). Plus une plante a de feuilles, moins il y a de mouches blanches par apex et de larves par feuille. C'est une relation logique, le nombre de feuilles fonctionne comme un facteur de dilution, comparable au nombre d'apex. Les nombres de mouches blanches par plante et de larves par zone ne sont pas corrélés avec le nombre de feuilles ( $r=-0,31$ ;  $r=-0,14$ ), parce que ce facteur est déjà incorporé dans ces caractères.

#### **d) Hauteur**

La hauteur est seulement significativement corrélée avec les nombres de larves par zone ( $r=-0,50$ ,  $p=0,05$ ). La corrélation est négative, donc plus un clone pousse vite, moins il héberge de larves par zone. Les coefficients de corrélation sont aussi négatifs pour les mouches blanches par apex ( $r=-0,28$ ), par plante ( $r=-0,39$ ) et par étiquette ( $r=-0,35$ ) ainsi que pour les larves par feuille ( $r=-0,34$ ), mais ces valeurs ne sont pas significatives.

#### **e) Surface par feuille**

La surface par feuille n'est pas corrélée avec les nombres de mouches blanches ou de larves. Néanmoins il existe une relation positive entre la surface et le nombre de mouches blanches par apex ( $r=0,34$ ) et le nombre de larves par feuille ( $r=0,35$ ).

#### **f) Surface par zone**

Nous n'avons pas trouvé de corrélations entre la surface foliaire par zone et les nombres de mouches blanches ou de larves.

#### **g) Couleur des jeunes feuilles**

Il n'existe pas de corrélations entre la couleur des jeunes feuilles et les nombres de mouches blanches ou de larves.

#### **h) Couleur des vieilles feuilles**

Le nombre de mouches blanches par apex et par plante et le nombre de larves par feuille et par zone sont corrélés avec la couleur des vieilles feuilles (respectivement avec une  $r$  de  $-0,44^*$  ;  $-0,58^{**}$  ;  $-0,52^{**}$  et  $-0,58^{**}$ ). Les corrélations sont négatives, ce qui veut dire que les mouches blanches sont plus attirées par les feuilles claires que par les feuilles foncées (Fig.

VARIABLE A EXPLIQUER : MCH/A	
VARIABLES EXPLICATTVES	% DE VARIANCE EXPLIQUEE
$\Sigma$ NB FE/Z	31,4%
$\Sigma$ NB FE/Z HAUT (Pte)	49,2%
$\Sigma$ NB FE/Z HAUT (Pte) $\Sigma$ NB APEX	63,7%
$\Sigma$ NB FE/Z HAUT (Pte) $\Sigma$ NB APEX CF JE	69,7%

Tableau 3.5 Régression multiple pas à pas effectuée avec la variable "nombre de mouches par apex", sur l'ensemble des variables étudiées.

VARIABLE A EXPLIQUER : MCH/PL	
VARIABLES EXPLICATIVES	% DE VARIANCE EXPLIQUEE
CF VI	33,8%
CF VI PI JF	40,5%
CF VI PI JF $\Sigma$ NB FE/Z	44,1%
CF VI PI JF $\Sigma$ NB FE/Z $\Sigma$ NB APEX	52,5%

Tableau 3.6 Régression multiple pas à pas effectuée avec la variable "nombre de mouches par plante", sur l'ensemble des variables étudiées.

3.31).

La relation entre le nombre de larves et la couleur des feuilles est indirecte ; il est évident que cette relation existe parce que les nombres de mouches blanches sont fortement corrélés avec les nombres de larves.

#### **i) La pilosité des jeunes feuilles**

Le Tableau 3.4 montre que le nombre de mouches blanches par apex et par plante et le nombre de larves par feuille sont corrélés avec la pilosité des jeunes feuilles (respectivement :  $r=0,46^*$  ;  $r=0,53^{**}$  ;  $r=0,46^*$ ). La figure 3.32 montre la relation entre le nombre de mouches blanches par plante et la pilosité. Il est évident que cette corrélation positive est causée par le fait que trois clones poilus hébergent un grand nombre de mouches blanches. Il faut donc être prudent et ne pas tirer de conclusions hâtives. On peut seulement dire qu'il semble plausible qu'un clone poilu héberge plus de mouches blanches qu'un clone glabre, en raison par exemple du fait que ces poils conservent une humidité relative favorable au développement des mouches.

#### **j) Les analyses chimiques**

Parmi toutes les corrélations du tableau 3.4, celles qui ont été calculées entre les analyses chimiques et les représentations des populations de mouches blanches, seules celles existant entre la concentration de  $CN^-$  et le nombre de mouches blanches par étiquette sont significativement corrélées ( $r=0,43$ ,  $p=0,05$ ). Cette corrélation positive signifie que plus la teneur en  $CN^-$  est élevée, plus on trouve de mouches blanches par étiquette. Du fait que les analyses de  $CN^-$  sont douteuses et du fait que la signification du nombre de mouches blanches par étiquette reste inconnue, il est difficile de tirer des conclusions de cette corrélation. Toutes les autres corrélations ne sont pas significatives et ne montrent même pas de faibles relations (Tableau 3.4).

### **Régressions multiples**

Nous avons utilisé les régressions multiples pas à pas pour voir par quels caractères des clones, les nombres de mouches blanches par apex et par plante sont le mieux expliqués.

#### **a) mouches blanches par apex**

Les résultats d'analyse montrent que la somme du nombre de feuilles par zone explique 31,4 % de la variance de la somme de nombre de mouches blanches par apex. La deuxième variable explicative est la hauteur, la troisième le nombre d'apex et la quatrième la couleur des jeunes feuilles. Les quatre variables ensemble expliquent 69,7 % de la variance ( $r=0,83^{**}$ ) (Tableau 3.5).

#### **b) mouches blanches par plante**

La couleur des vieilles feuilles explique 33,8 % de la variance de la somme du nombre de mouches blanches par plante. La deuxième variable explicative est la pilosité des jeunes feuilles. La troisième, le nombre de feuilles par zone, la quatrième le nombre d'apex. Les quatre variables ensemble expliquent 52,5 % de la variance ( $r=0,72^{**}$ ) (Tableau 3.6).

Le nombre de mouches blanches par apex dépend donc de facteurs de croissance de la plante. Ce sont toutes des corrélations négatives, c'est à dire que ces variables fonctionnent surtout comme des facteurs de dilution. Le nombre de mouches blanches par plante est beaucoup moins dépendant de ces facteurs de croissance, parce que le nombre d'apex est déjà incorporé dans cet indice. Le nombre de mouches blanches par plante est bien expliqué par la couleur des vieilles feuilles. C'est probablement un facteur d'attraction qui détermine le nombre de mouches blanches par plante. Le deuxième facteur, la pilosité des jeunes feuilles, peut jouer un rôle dans la phase d'attraction mais surtout dans la phase de multiplication (le microclimat des larves). Il est regrettable que, dans la collection de clones testée, le gradient de pilosité soit si mal réparti.

## CONCLUSION

Cet essai nous aura permis de comparer les différents clones de manioc suivant leur résistance au champ et au vecteur. En calculant les coefficients de corrélation entre la contamination, les populations de mouches blanches et les caractères morpho-physiologiques, nous avons essayé de trouver des relations entre tous ces facteurs. Le problème dans ce genre d'étude est que tout est plus ou moins lié, un facteur qui a une influence sur les larves influence indirectement les populations d'adultes et par répercussion la contamination. Néanmoins, nous avons pu en tirer quelques conclusions.

D'un point de vue général les résultats de cette année correspondent à ceux de l'année précédente, ce qui laisse penser que les facteurs mesurés sont peu influencés par les facteurs climatiques, ou du moins qu'ils évoluent de la même façon. C'est le cas de la contamination, des populations de mouches blanches par apex ou par plante, des marqueurs de croissance comme le nombre d'apex ou le nombre de feuilles par plante. Mais ce n'est pas le cas de la hauteur des manioc, de la teneur en  $CN^-$  ou de la résistance à l'inoculation. En ce qui concerne cette dernière variable il est assez surprenant de constater qu'une variable (R INOC) issue de deux autres variables (contamination et nombre de mouches) qui évoluent d'une année à l'autre de la même façon, ne soit pas corrélée avec les résultats de l'année précédente. Cela pourrait s'expliquer si l'on admet que ce rapport (R INOC) dépend de facteurs autres que ces deux variables, par exemple l'épaisseur de la cuticule des feuilles... Il est concevable que la variable "hauteur des plantes" puisse dépendre de divers facteurs de l'environnement qui n'aient pas le même effet sur des clones différents. Quant à la teneur en  $CN^-$ , d'une part nous n'avons que deux dosages par clone, d'autre part ces dosages sont extrêmement variables, il n'est donc pas étonnant qu'il n'y ait pas de corrélation d'une année à l'autre. Ceci est sans doute dû à l'instabilité des glucosides cyanosés dans les feuilles qui s'hydrolysent de façon incontrôlable, et ce, malgré des précautions de prélèvement et de dosage.

Contrairement à 1985, la contamination enregistrée en 1986 n'est pas corrélée significativement aux populations d'aleurodes. La meilleure corrélation a été établie entre le nombre de mouches blanches par plante et la contamination ( $r=0,39$ ) et seule la corrélation avec les populations de larves est significative ( $r=0,41$ ). Cette absence de corrélation peut provenir d'une mauvaise estimation de la contamination, en effet les boutures plantées n'étaient pas saines à 100% comme d'habitude, certains clones ont même été complètement contaminés et donc supprimés de l'étude, et d'autres ont été partiellement contaminés. Il est possible également, les populations de mouches blanches ayant été particulièrement élevées cette année, que ces populations multipliées sur des manioc sains ne soient plus en relation avec la contamination. Il faudrait pour cela étudier cette relation au cours du temps et voir si le coefficient de corrélation change. Il faut également noter que nous étudions une population de clones qui n'est pas représentative du point de vue de la contamination, le but étant d'étudier la résistance au vecteur nous avons choisi les clones les plus résistants de notre collection totale. Nous pouvons toutefois remarquer l'excellente relation qui existe entre les estimations de populations de mouches blanches par apex et par plante ( $r=0,90$ ), ou encore entre les populations de larves d'aleurodes par feuille et par zone ( $r=0,87$ ) et enfin l'extraordinaire corrélation entre le nombre de mouches blanches par apex et le nombre de larves par feuille ( $r=0,95$ ).

Il y avait deux buts recherchés dans cet essai : d'une part vérifier l'existence de la résistance au vecteur, et nous avons effectivement constaté pour la troisième fois sa présence, d'autre part différencier parmi les clones ceux qui attirent les insectes et ceux qui les multiplient. La taille d'une population de mouches blanches est le résultat d'une immigration, d'une émigration et de la multiplication sur un clone donné. Dans une telle expérience il n'est pas possible de différencier entre immigration et émigration. Pour ce qui est de l'attraction et de la multiplication, il semble d'après les résultats que, pour l'ensemble des clones étudiés, ce soit l'attraction qui joue le rôle le plus important. En effet, si l'on étudie le rapport nombre de larves sur nombre d'adultes (Fig. 3.7), on peut voir que ce rapport est d'une remarquable stabilité à partir du 15/2/86 et que le minimum est de 4 alors que le maximum est de 10, soit une échelle de 2,5. Par contre si l'on regarde l'évolution de la somme du nombre de mouches par plante le rapport entre le minimum et le maximum atteint 5. De plus la corrélation entre ce rapport et le nombre de mouches blanches par

plante est significatif ( $r=-0,49$ ), mais négatif, autrement dit les grandes quantités de mouches sur un clone ne s'expliquent pas par un rapport élevé entre le nombre de larves et le nombre d'adultes (Fig. 3.34). Cette étude devrait être complétée par une étude plus fine et plus précise, surtout dans les premières semaines de la culture. Avant que la phase de multiplication soit commencée, il est possible de quantifier la phase d'attraction, il faudrait pour cela multiplier les observations pendant cette période. Pour appréhender la résistance à la multiplication il n'est pas interdit de penser que des études en milieu contrôlé devraient permettre de calculer plus exactement le pouvoir de multiplication d'un clone.

Les facteurs de croissance du manioc sont corrélés avec le nombre de mouches blanches par apex ou par plante, ce sont des corrélations négatives, et ces facteurs agissent comme des facteurs de dilution des populations de mouches blanches. Lorsque les tiges se ramifient, le nombre d'apex augmente et la population de mouches blanches se répartit sur les nouveaux apex. Il en est de même pour le nombre de feuilles, plus il y a de feuilles et moins il y a de mouches. Ceci tendrait à prouver que les paramètres morphologiques ne sont pas des facteurs limitant au développement des populations de vecteurs. Il faut aussi remarquer que ce phénomène de dilution est surtout vrai pour les populations par apex, les populations par plante sont plus corrélées à la couleur des vieilles feuilles. Il s'agit là d'un facteur attractif qui renforce nos conclusions sur la nature de la résistance au vecteur des manioc. En effet, il est probable que cet attraction joue un rôle non seulement au moment de l'installation des mouches blanches sur la culture mais tout au long de la culture du manioc, sinon il serait impossible de le mettre en évidence sur une période aussi longue.

Par conséquent, encore que n'ayons pas été en mesure de le prouver de façon formelle, il semble que, sur l'échantillonnage de clones étudiés, le mécanisme le plus important qui agisse sur la résistance du manioc au vecteur, soit un mécanisme d'attraction. Plus un clone est de couleur vert clair et plus il est attractif pour les mouches blanches et par conséquent plus il aura de chances d'être inoculé. Les clones n'ont apparemment pas la même aptitude à multiplier le vecteur, mais ce phénomène est de moindre importance. Nous avons donc essentiellement une résistance de type "non préférence".

## 5. BIBLIOGRAPHIE

- BOCK K.R., 1980. Cassava mosaic virus disease in Kenya. Associated viruses and field control. Proc. Second. Int. Conf. Impact Viral Diseases of Africa, Nairobi, Kenya, 1980.
- BOCK K.R., & WOODS R.D., 1983. Etiology of African cassava mosaic disease. Plant. Dis., 67, 994-995.
- CHANT S.R., 1958. Studies on the transmission of cassava mosaic virus by *Bemisia* spp. (Aleyrodidae). Ann. Appl. Biol., 46, 210-215.
- COLON L., 1984. Contribution à l'étude de la résistance variétale du manioc (*Manihot esculenta*, Crantz) vis-à-vis de la mosaïque africaine du manioc. Rapport de stage ORSTOM.
- DUBERN J., 1979. Quelques propriétés de la Mosaïque africaine du manioc. 1. Transmission. Phytopath. Z., 96, 25-39.
- FARGETTE D., FAUQUET C., & THOUVENEL J.C., 1985. Field studies on the spread of African Cassava Mosaic. Ann. Appl. Biol. 1985, 106, 285-294.
- FARGETTE D., 1985. Epidémiologie de la mosaïque africaine du manioc en Côte d'Ivoire. Thèse soutenue le 10/12/85 à Montpellier, à l'Université des Sciences et Techniques du Languedoc. 203 p.
- LE RU B., 1984. Contribution à l'étude de l'écologie de la cochenille du manioc, *Phenacoccus manihot* (Hom. Coccoidea, Pseudococcidae) en République Populaire du Congo. Thèse. Université de Paris-Sud. Centre d'Orsay.
- LEUSCHNER K., 1980. Whiteflies : Biology and transmission of African mosaic disease. Proc. Cassava Protec. workshop., CIAT, Columbia, 51-58.
- MOUND L.A., 1962. Studies on the olfaction and color sensivity of *Bemisia tabaci* (Genn) (Homoptera, Aleyrodidae). Entomol. Exp. Appl., 5, 99-104.
- MOUND L.A., 1973. Thrips and Whitefly, pp. 229-242. In Viruses and Invertebrates, Ed. A.J. GIBBS. Elsevier, Amsterdam.
- MOUND L.A. & HALSEY S.M., 1978. Whitefly of the world. British Museum and J. Wiley & Sons, 340 p.
- RUSSEL G.E., 1978. Plant breeding for pests and disease resistance. Byutterworths, 485 p.
- SNEDECOR G.W., COCHRAN W.G., 1967. Statistical methods. The Iowa State University Press, Ames. Iowa, 6è édition, 593 p.
- VAN HELDEN M. & VAN HELDER I., 1986. Comportement de l'aleurode *Bemisia tabaci*, Gennadius, vecteur de la Mosaïque Africaine du Manioc, dans un champ de manioc. Rapport de stage. Rapport ORSTOM multigr., 96p, 6 photos.

FIGURES

Tableau 3.1 Tableau des résultats de toutes les variables enregistrées pour les 24 clones étudiés.

CLONE	Σ%CONTA	ΣΣ%CONTA	ΣMCH/A	ΣΣMCH/A	ΣMCH/P	ΣΣMCH/P	ΣMCH/E	ΣΣMCH/E	ΣLAR/F	ΣΣLAR/F	ΣLAR/Z	ΣΣLAR/Z	ΣNB APEX	ΣNB TIGES	ΣNB FE/Z	HAUT(pte)	CN-(ppm)
1	100	591	77	365	190	896	494	2010	530	2200	12087	48640	18	17	148	1,90	304
7	42	200	29	131	114	430	452	1812	222	883	7846	27023	33	16	252	2,00	252
13	42	179	91	366	255	881	389	1457	616	2333	12841	40807	20	11	138	1,93	318
14	34	149	44	177	115	465	449	1728	335	1263	8249	30205	18	19	152	2,18	354
17	71	327	113	454	291	1084	442	1710	717	2608	15506	50467	20	15	143	1,87	336
18	38	125	45	187	103	430	484	1933	382	1419	8426	29458	16	16	135	2,06	328
19	85	363	70	308	222	840	402	1529	522	2075	12998	45459	25	12	177	1,67	283
20	24	98	46	190	127	517	561	2225	287	1101	7271	27155	18	19	157	2,17	303
21	34	123	45	184	90	371	458	1779	344	1276	7084	25181	15	15	124	2,07	304
22	86	405	34	156	122	470	425	1652	277	1119	8158	29189	29	14	204	2,70	309
23	84	381	56	232	237	891	575	2160	337	1261	12273	39567	31	18	243	1,89	288
32	94	456	56	257	227	892	588	2428	468	1970	14740	54407	37	14	260	1,78	578
33	51	208	34	159	97	399	534	2049	233	990	6333	24190	22	14	205	1,79	458
34	85	400	49	215	134	505	442	1725	375	1483	13034	44862	32	14	250	1,99	567
35	84	426	16	74	74	270	413	1645	139	587	5542	20603	44	16	331	1,93	419
37	49	195	30	137	87	344	460	1782	225	907	6730	23798	22	14	210	1,77	453
38	71	344	19	90	72	276	405	1569	164	677	6280	22421	37	13	299	1,94	392
39	69	275	62	255	166	632	592	2244	387	1490	10465	36552	23	16	210	1,82	424
40	53	202	30	131	88	379	459	1815	270	1113	7174	28398	22	20	179	2,52	354
43	20	102	19	92	66	252	317	1219	184	784	5719	22096	29	14	230	2,18	285
48	87	337	51	240	117	488	371	1380	251	1092	5291	20874	19	12	168	2,56	231
50	94	517	58	246	152	581	388	1558	390	1633	9226	35225	19	13	175	2,06	247
51	100	506	52	189	162	539	447	1803	284	1163	7299	28023	21	16	181	2,24	243
53	92	424	47	225	112	463	420	1613	312	1339	6252	23667	20	11	165	2,50	238

CLONE	MS %	SURF/FE	SURF/Z	K	Ca	Mg	P	K/(Ca+Mg)	CFJE	CFVI	PIJF	RINOC	MULT	Σ M/A 1	Σ M/A 2	Σ M/A 3	ΣM/P1	ΣM/P2	ΣM/P3
1	15,20	425	13850	2,18	0,40	0,30	0,71	3,11	15	7	0	2,72	32	33	31	5	80	79	13
7	17,26	285	22594	1,88	0,47	0,25	0,56	2,61	18	7	0	3,10	37	13	12	3	30	55	23
13	16,82	454	17751	1,80	0,49	0,24	0,58	2,47	5	2	1187	7,13	34	25	45	12	41	146	55
14	16,99	498	15210	1,91	0,47	0,25	0,67	2,65	17	5	0	4,51	38	13	25	4	34	65	9
17	17,01	409	16323	1,70	0,44	0,24	0,58	2,50	6	3	57	5,59	29	22	69	9	47	177	40
18	17,32	579	16775	1,82	0,45	0,25	0,65	2,60	12	4	0	3,13	40	15	24	3	33	56	8
19	16,93	414	20549	1,60	0,52	0,26	0,64	2,05	14	1	221	3,47	35	22	34	5	37	133	29
20	16,67	520	16824	1,91	0,51	0,25	0,69	2,51	11	6	0	7,09	31	14	27	3	38	74	9
21	17,09	558	14064	1,81	0,49	0,26	0,62	2,41	12	6	0	3,16	36	13	26	4	26	50	9
22	16,28	287	16059	2,50	0,40	0,33	0,65	3,42	18	6	0	1,81	38	13	15	3	27	67	17
23	17,01	399	28079	1,69	0,51	0,25	0,60	2,22	7	2	393	3,73	28	15	28	7	40	129	41
32	17,51	382	35617	1,48	0,58	0,28	0,53	1,72	7	4	0	3,61	40	20	27	3	42	135	28
33	17,53	412	23054	1,56	0,49	0,24	0,54	2,14	21	6	0	2,44	34	15	15	2	30	51	11
34	17,96	414	32105	1,46	0,54	0,26	0,55	1,83	3	6	0	1,85	36	15	25	3	29	66	22
35	17,73	296	32625	1,59	0,51	0,25	0,56	2,09	4	6	0	1,04	43	8	6	2	19	34	19
37	16,91	399	22745	1,74	0,49	0,25	0,57	2,35	15	6	0	2,06	35	12	14	2	24	48	11
38	17,28	343	33252	1,70	0,48	0,25	0,58	2,33	13	3	0	1,36	39	9	8	1	15	40	11
39	16,34	394	28254	1,70	0,56	0,25	0,59	2,10	7	5	0	3,25	30	13	37	5	29	96	26
40	15,90	353	15557	1,78	0,51	0,25	0,75	2,34	3	4	0	1,93	45	11	11	3	31	32	11
43	16,53	338	22243	1,67	0,53	0,28	0,61	2,06	8	7	0	3,44	47	10	6	2	21	28	15
48	16,33	376	17830	2,00	0,54	0,30	0,61	2,38	13	7	0	1,54	24	23	18	4	40	52	15
50	15,90	483	22595	2,11	0,47	0,28	0,72	2,81	4	4	0	2,16	36	18	31	5	34	91	19
51	15,77	468	21080	2,03	0,39	0,25	0,75	3,17	13	7	0	1,41	34	13	19	17	30	59	68
53	16,82	381	18975	1,84	0,52	0,30	0,57	2,24	4	7	0	1,38	33	23	16	3	38	54	13

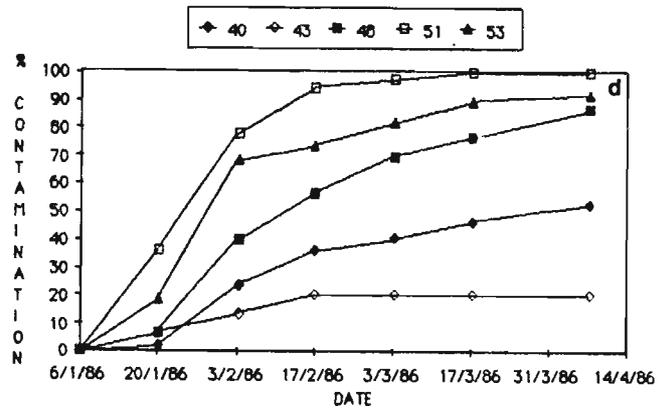
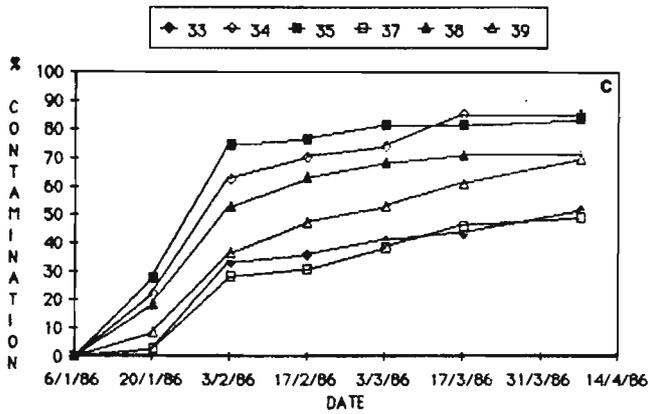
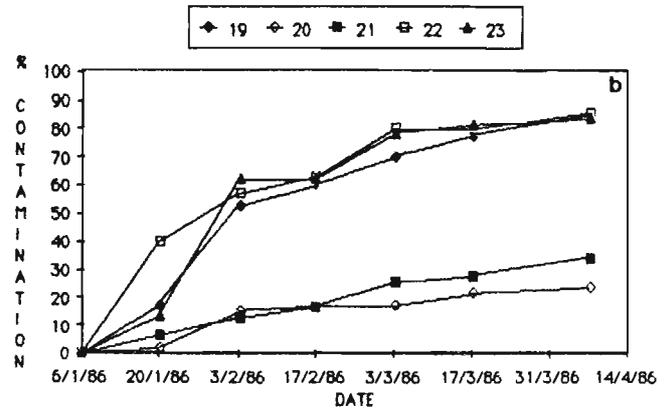
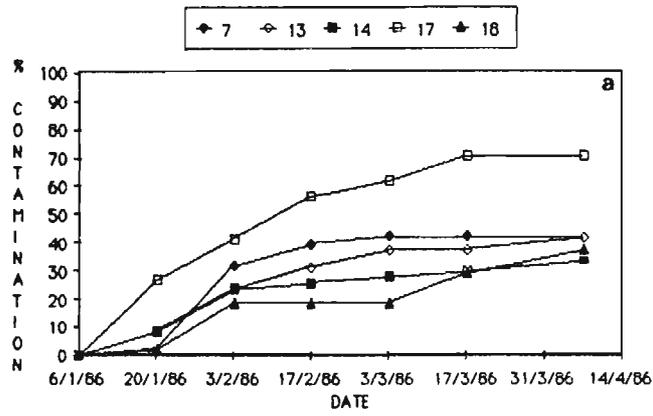


Figure 3.1 Pourcentages cumulés de contamination des clones 7-18(a), 19-23(b), 33-39(c) et 40-53(d), en fonction du temps. Nombre de plantes = 48.

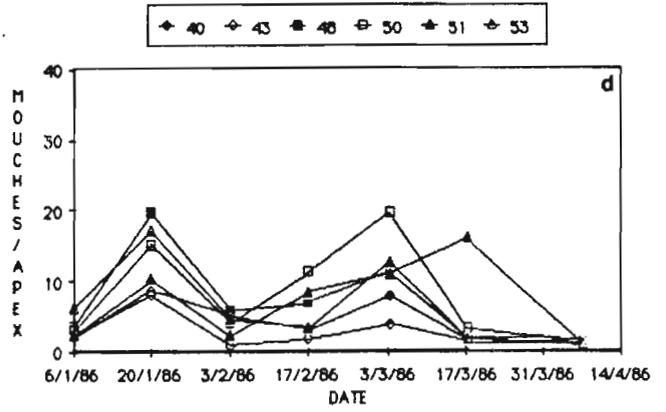
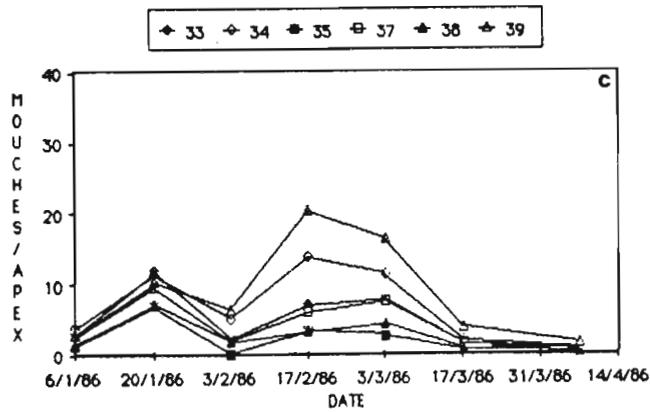
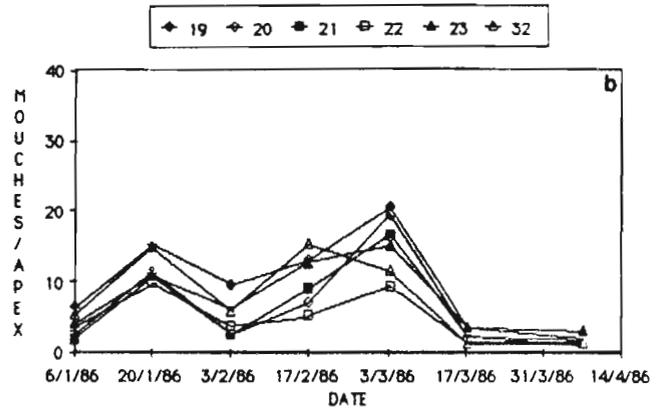
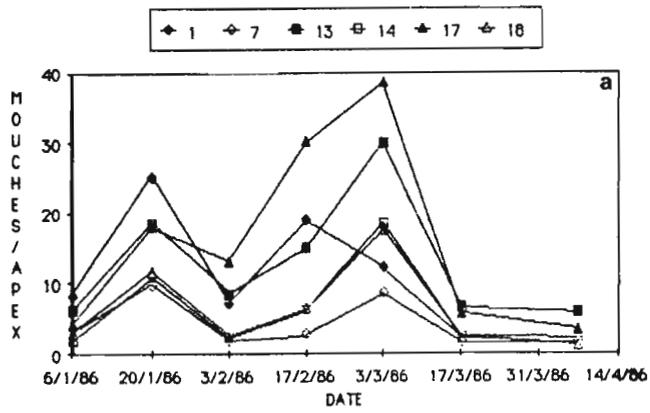


Figure 3.2 Nombre de mouches blanches, *Bemisia tabaci*, par apex, pour les clones 1-18(a), 19-32(b), 33-39(c) et 40-53(d), en fonction du temps. Nombre d'individus = 48.

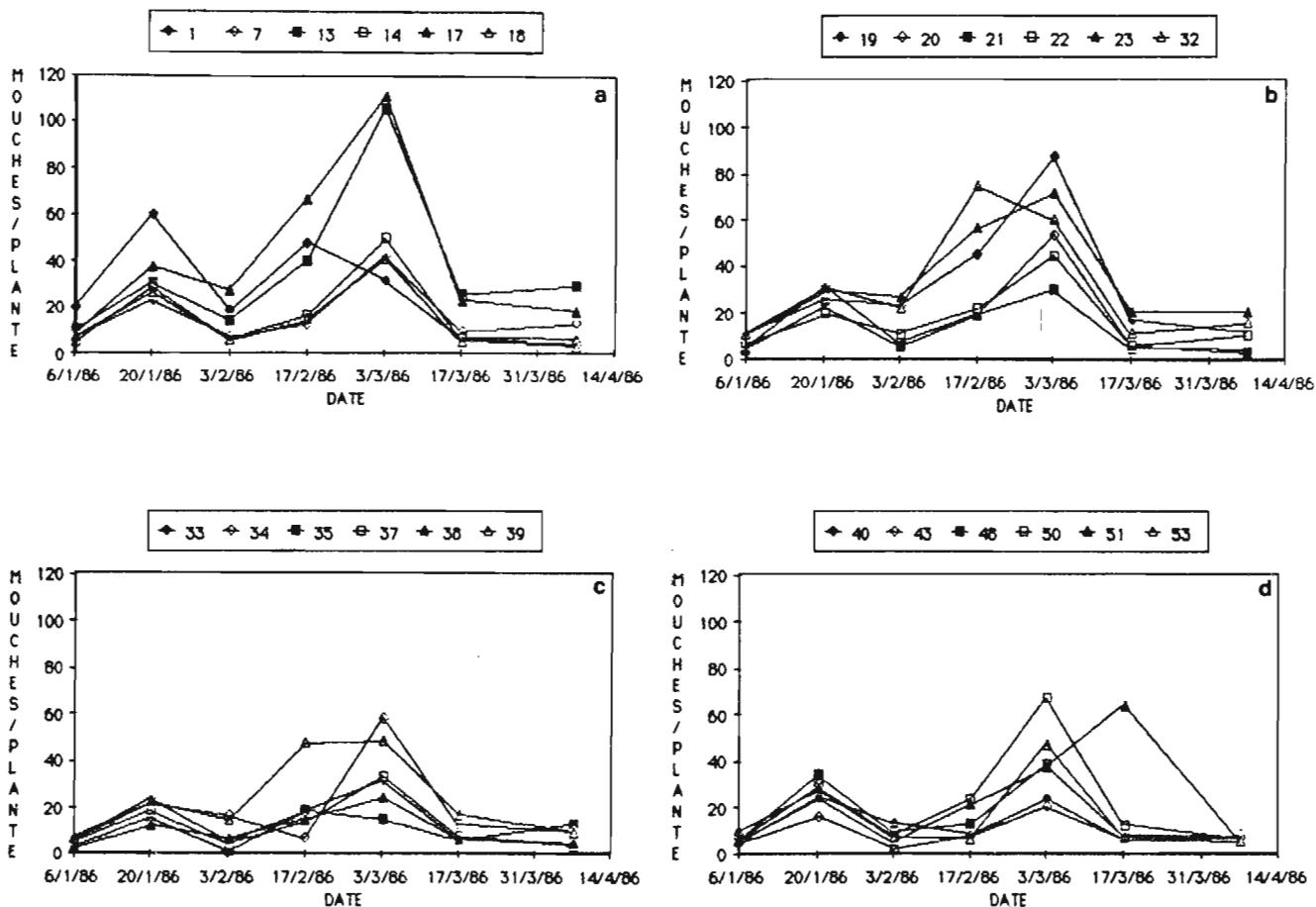


Figure 3.3 Nombre de mouches blanches, *Bemisia tabaci*, par plante, pour les clones 1-18(a), 19-32(b), 33-39(c) et 40-53(d), en fonction du temps. Nombre d'individus = 48.

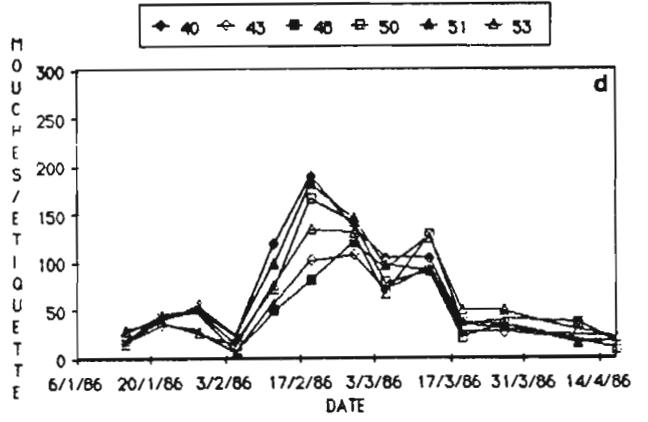
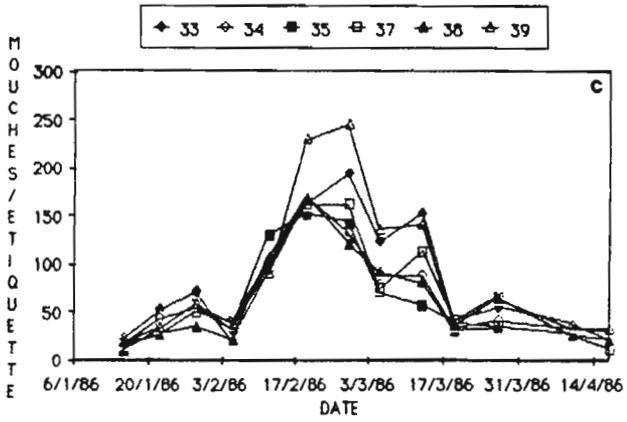
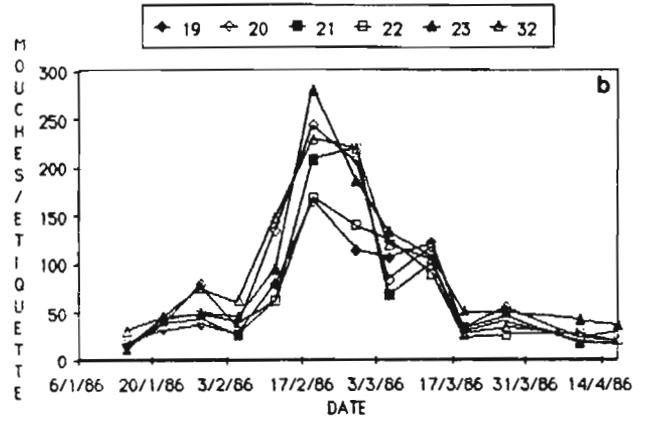
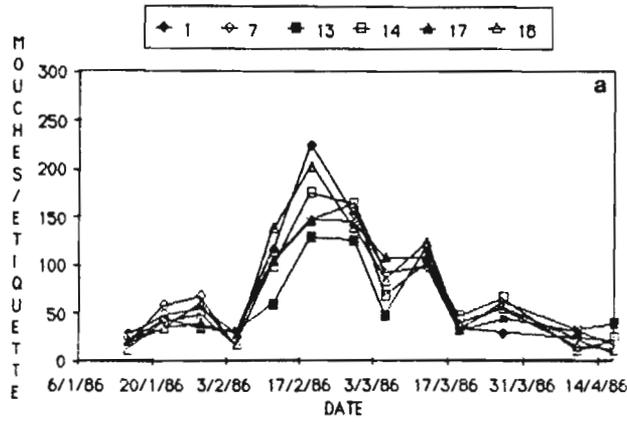


Figure 3.4 Nombre de mouches blanches, *Bemisia tabaci*, par étiquette, pour les clones 1-18(a), 19-32(b), 33-39(c) et 40-53(d), en fonction du temps. Nombre d'individus = 3.

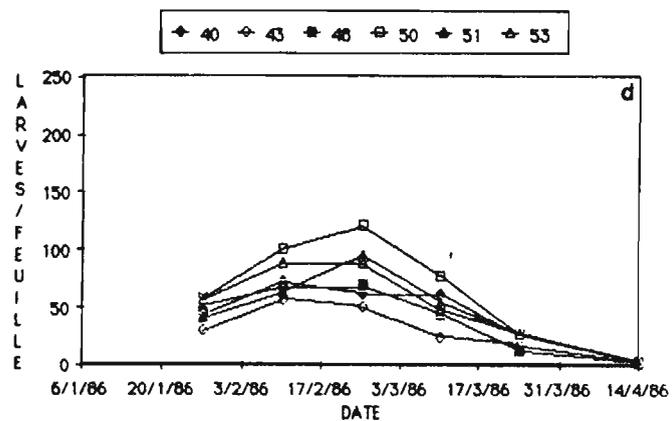
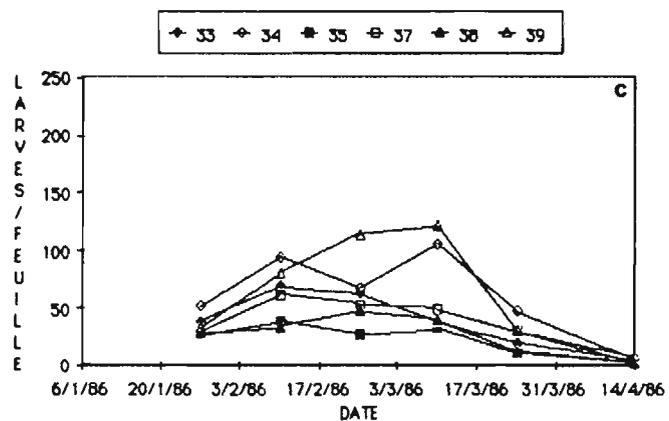
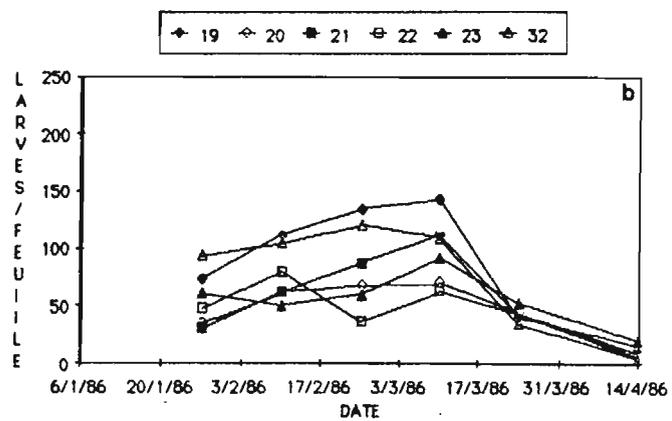
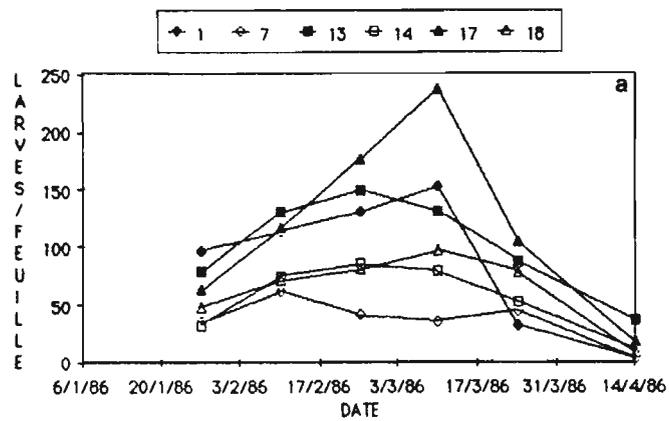


Figure 3.5 Nombre de larves de *Bemisia tabaci* par feuille, pour les clones 1-18(a), 19-32(b), 33-39(c) et 40-53(d), en fonction du temps. Nombre d'individus = 48.

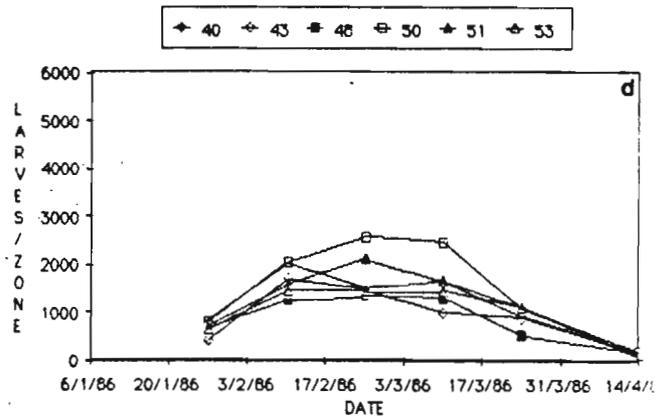
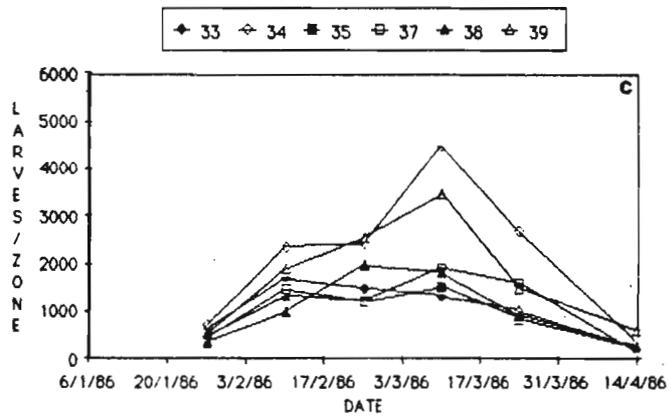
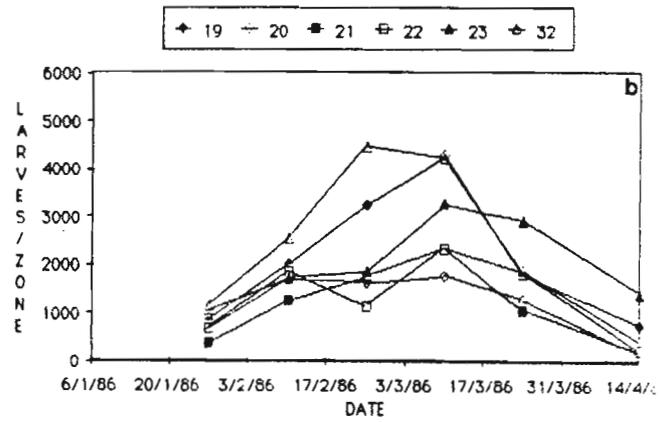
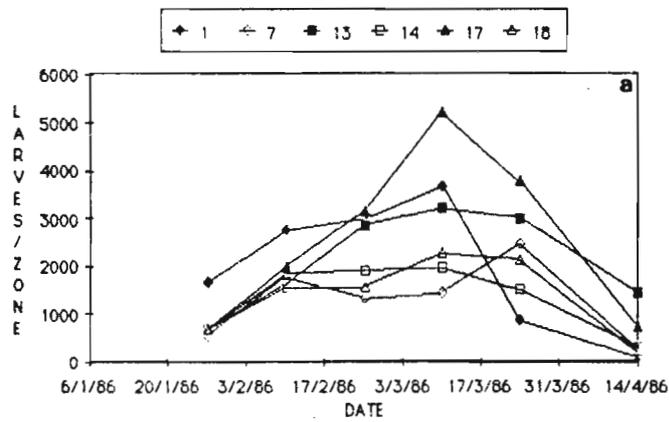


Figure 3.6 Nombre de larves de *Bemisia tabaci* par zone, pour les clones 1-18(a), 19-32(b), 33-39(c) et 40-53(d), en fonction du temps. Nombre d'individus = 48.

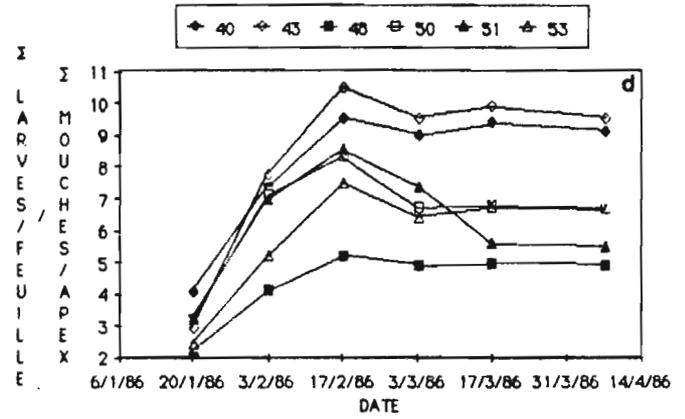
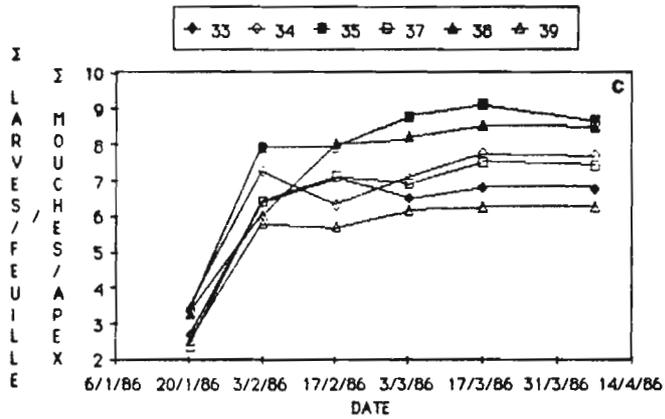
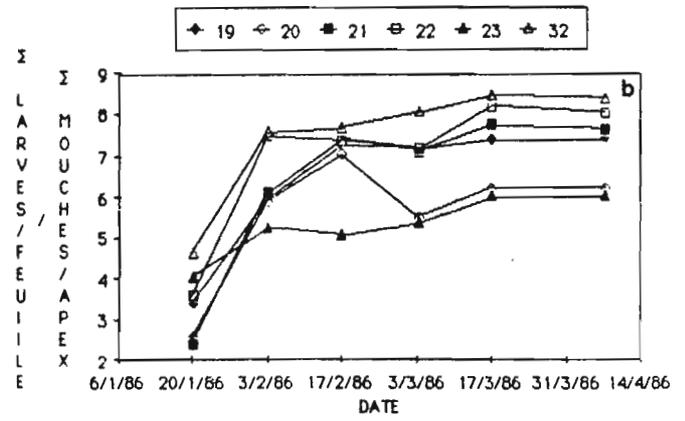
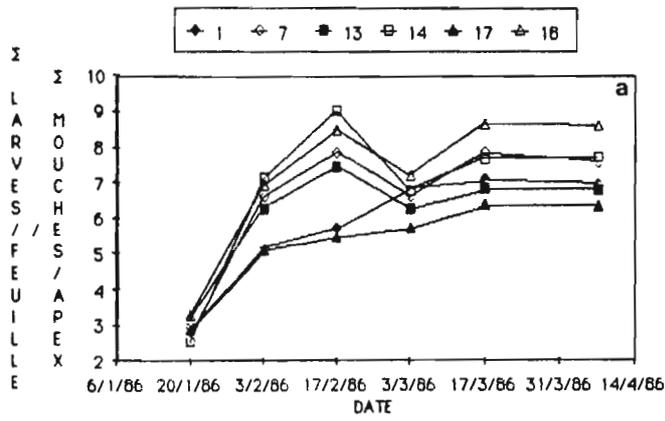


Figure 3.7 Somme du nombre de larves par feuille divisée par la somme du nombre de mouches blanches par apex, pour les clones 1-18(a), 19-32(b), 33-39(c) et 40-53(d), en fonction du temps. Nombre d'individus = 48.

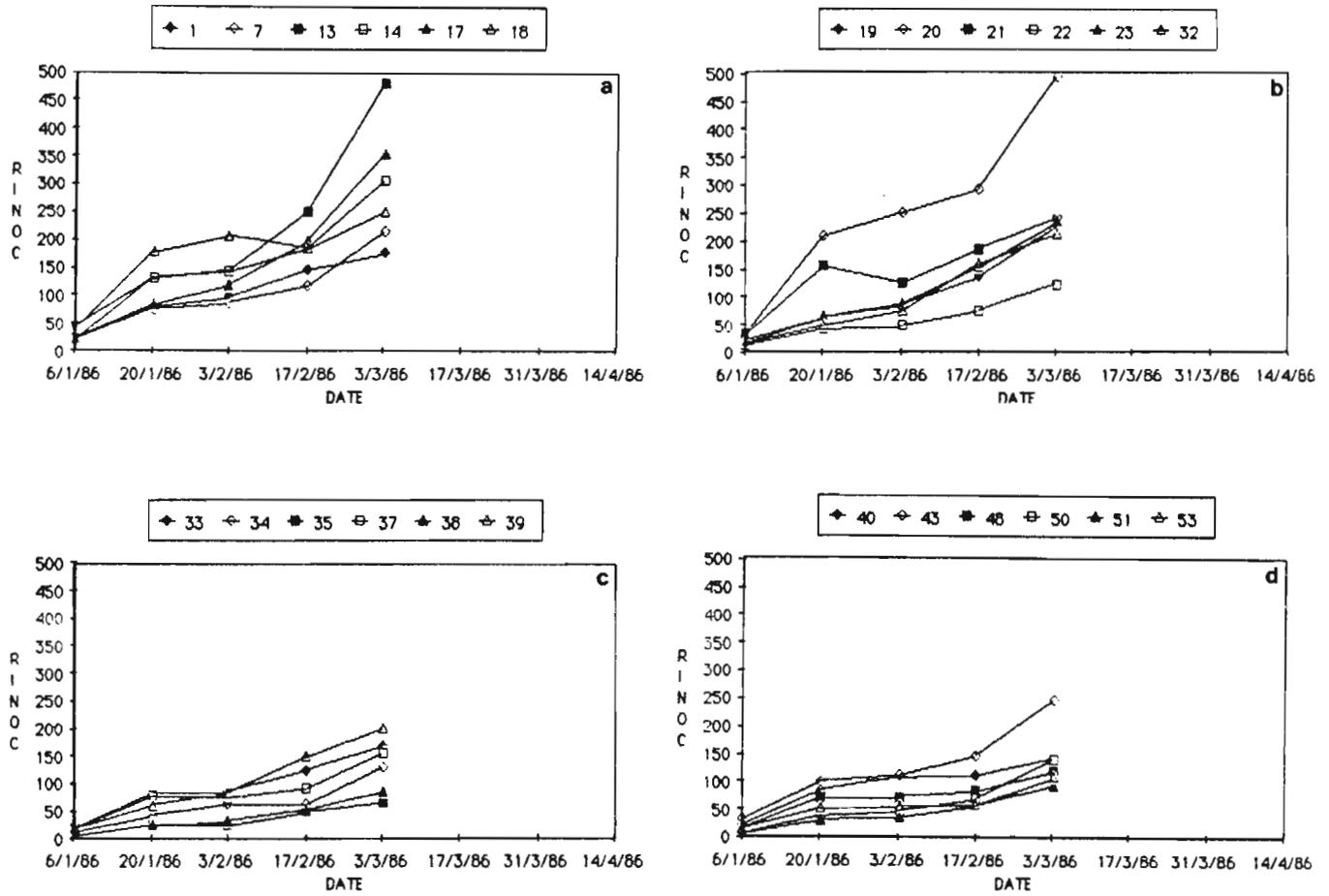


Figure 3.8 Résistance à l'inoculation (R INOC) (explications dans le texte), pour les clones 1-18(a), 19-32(b), 33-39(c) et 40-53(d), en fonction du temps. Nombre d'individus = 48.

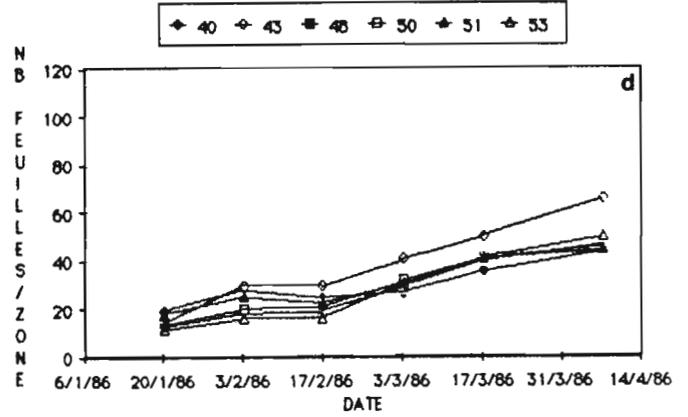
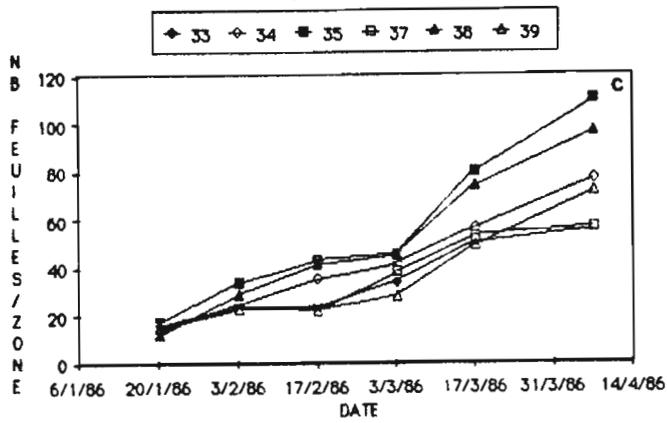
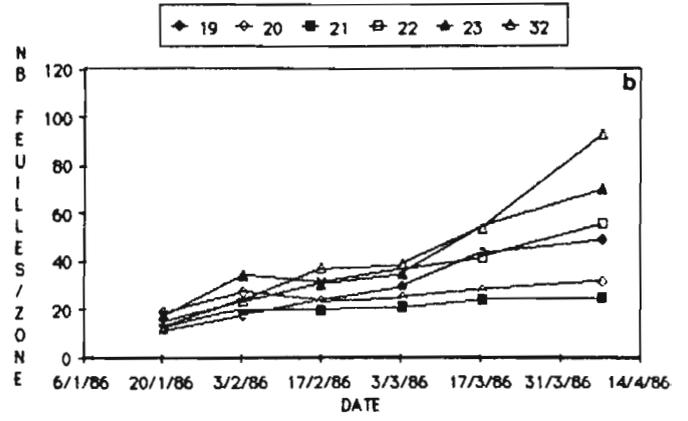
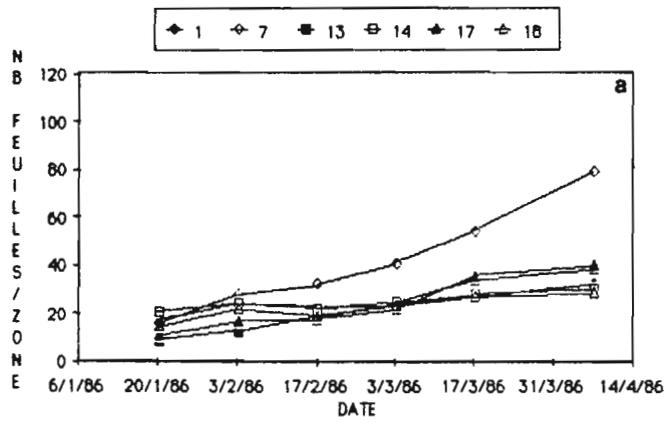


Figure 3.9 Nombre de feuilles par zone (relevé chaque quinzaine), pour les clones 1-18(a), 19-32(b), 33-39(c) et 40-53(d), en fonction du temps. Nombre d'individus = 48.

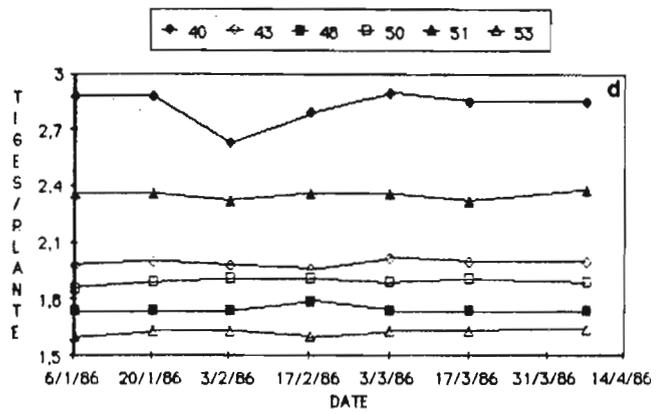
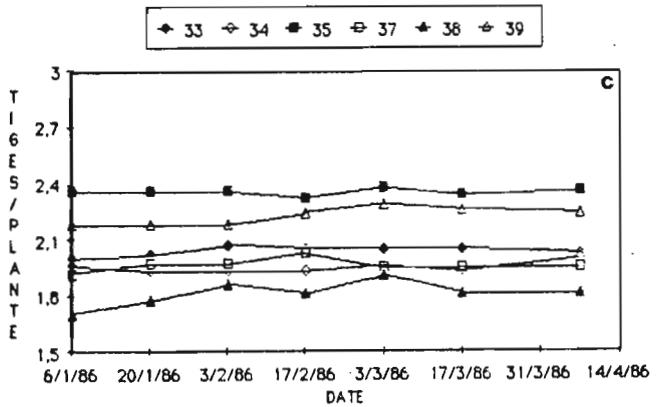
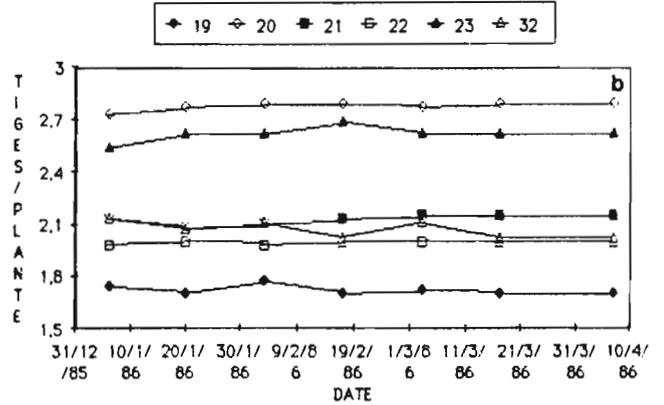
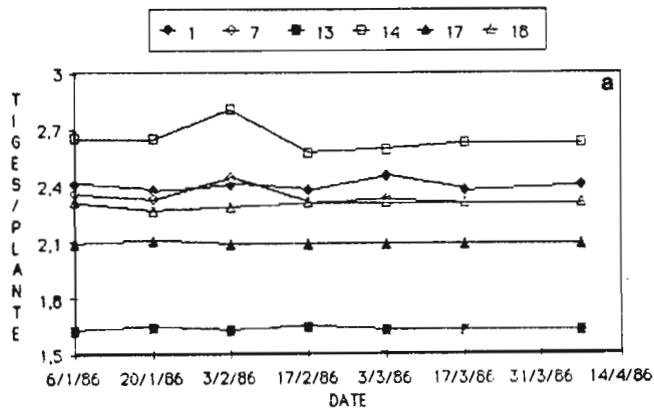


Figure 3.10 Nombre de tiges par plante, pour les clones 1-18(a), 19-32(b), 33-39(c) et 40-53(d), en fonction du temps. Nombre d'individus = 48.

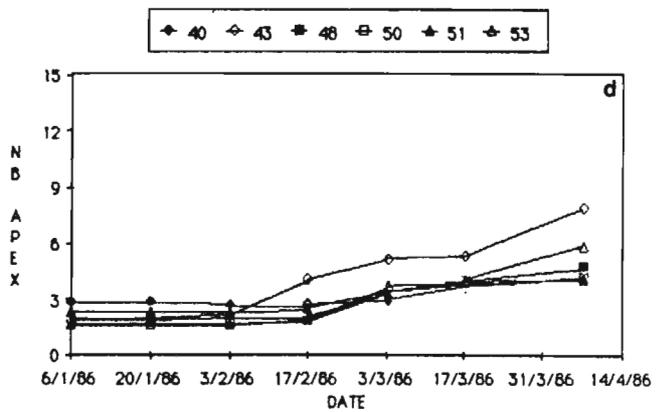
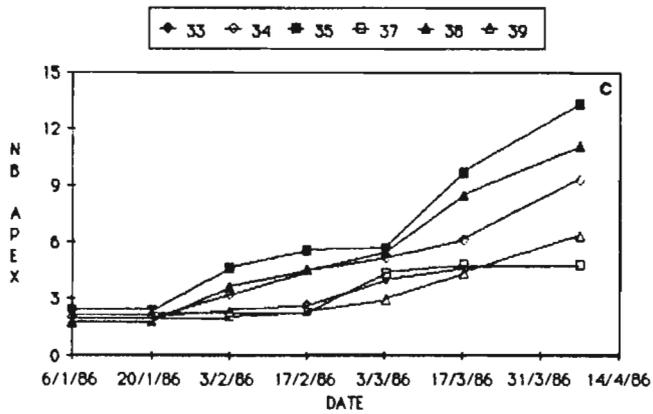
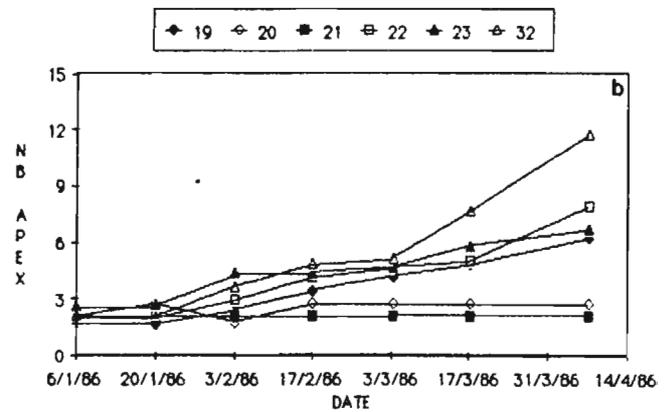
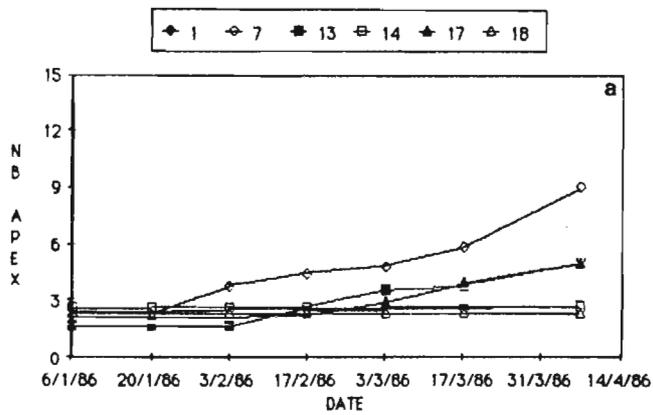


Figure 3.11 Nombre d'apex par plante, pour les clones 1-18(a), 19-32(b), 33-39(c) et 40-53(d) en fonction du temps. Nombre d'individus = 48.

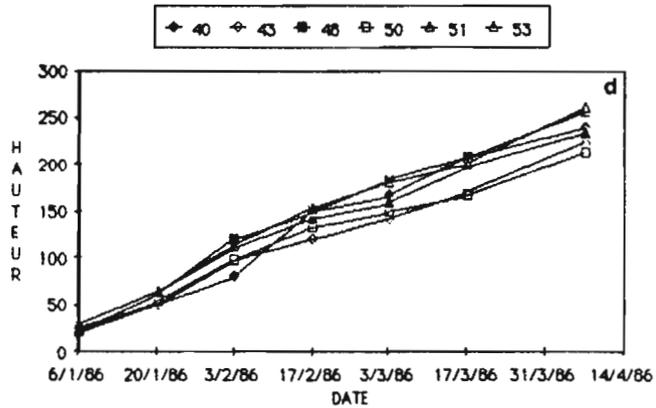
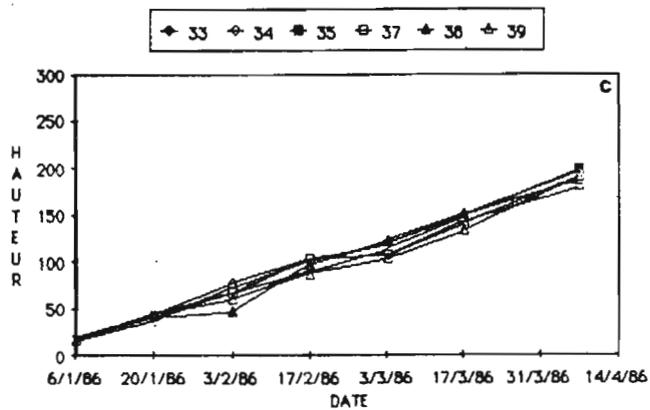
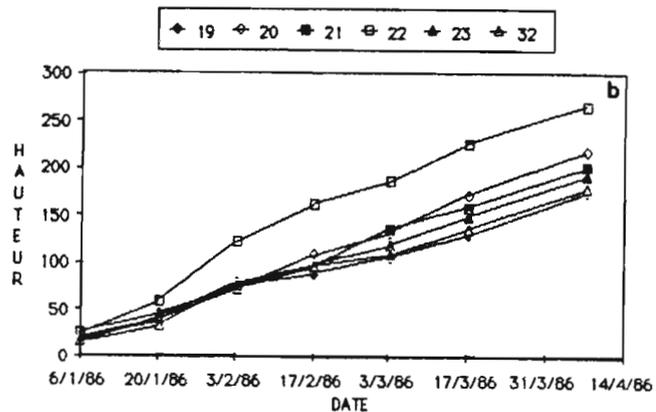
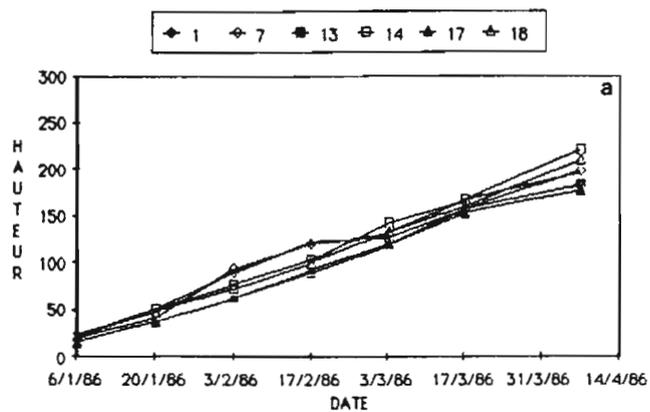


Figure 3.12 Evolution de la hauteur des maniocs, au cours du temps, pour les clones 1-18(a), 19-32(b), 33-39(c) et 40-53(d). Nombre d'individus = 48.

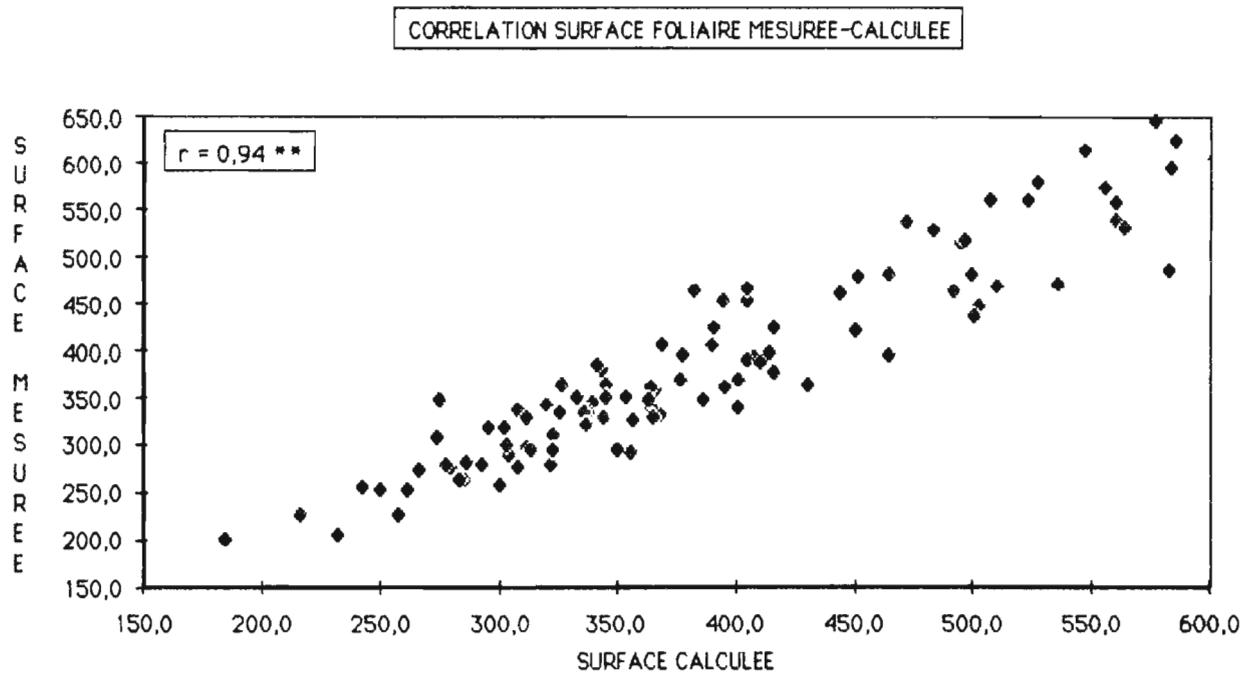


Figure 3.13 Corrélation entre la surface foliaire mesurée et calculée pour les clones 7, 13, 14, 17, 22, 23, 35 et 50. \*=significatif à p=0,05 et \*\*=significatif à p=0,01.

1985 (Y)	1986 (X)	r	Y=aX+b
ΣΣ CONTA	ΣΣ CONTA	0,77 **	Y=2,02 X-18,8
Σ MCH /A	Σ MCH /A	0,63 **	Y=0,17 X+5,19
ΣΣ MCH/A	ΣΣ MCH/A	0,68 **	Y=0,17 X-18,2
Σ MCH/PL	Σ MCH/PL	0,61 **	Y=0,37 X+20,3
ΣΣ MCH/PL	ΣΣ MCH/PL	0,66 **	Y=0,31 X+48,8
NB APEX	Σ NB APEX	0,80 **	Y=0,97 X-11,5
NB FE (pte)	Σ FE /Z	0,70 **	Y=0,01 X-0,18
HAUT (pte)	HAUT (pte)	0,31	Y=0,21 X-1,74
CN-	CN-	-0,04	Y=-0,02 X+191
RINOC(pte)	RINOC(pte)	0,21	Y=0,46 X+1,48

Tableau 3.2 Coefficients de corrélation obtenus par régression linéaire (r) et équations de régression ( $y = a x + b$ ) entre les données de 1985 et 1986. Nombre d'individus =24. \*=significatif à  $p=0,05$  et \*\*=significatif à  $p=0,01$ .

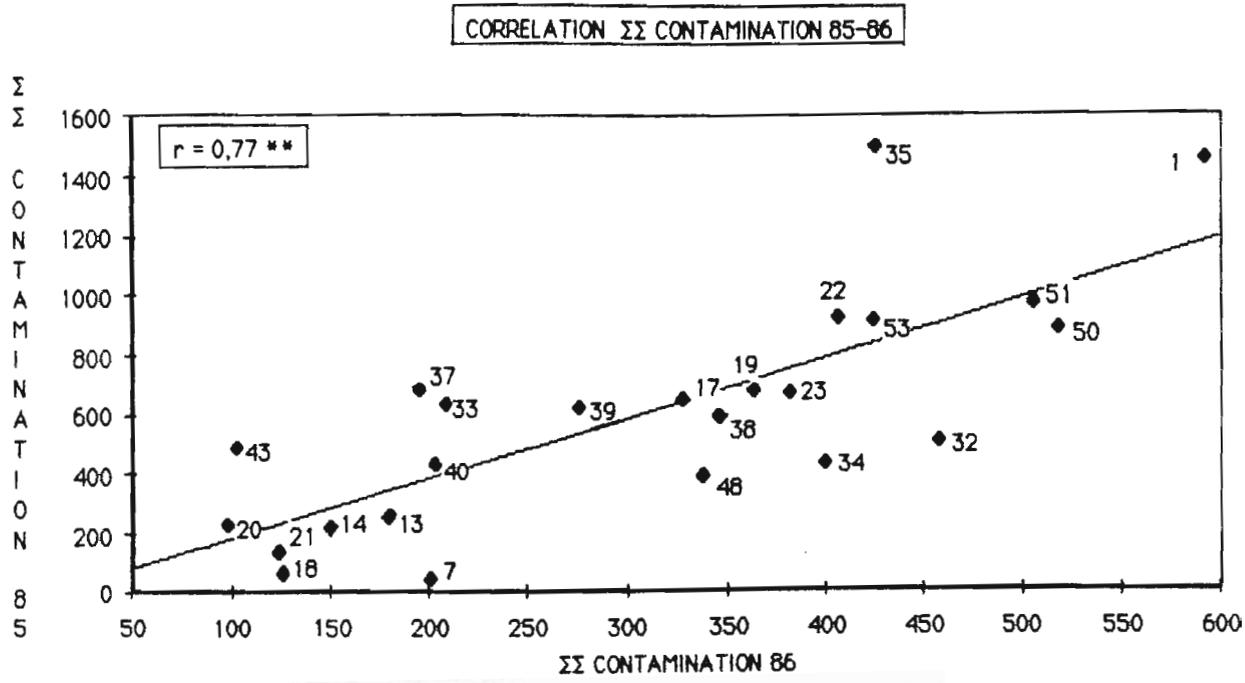


Figure 3.14 Corrélation entre la somme des pourcentages cumulés de contamination de 1985 et 1986. \*=significatif à  $p=0,05$  et \*\*=significatif à  $p=0,01$ .

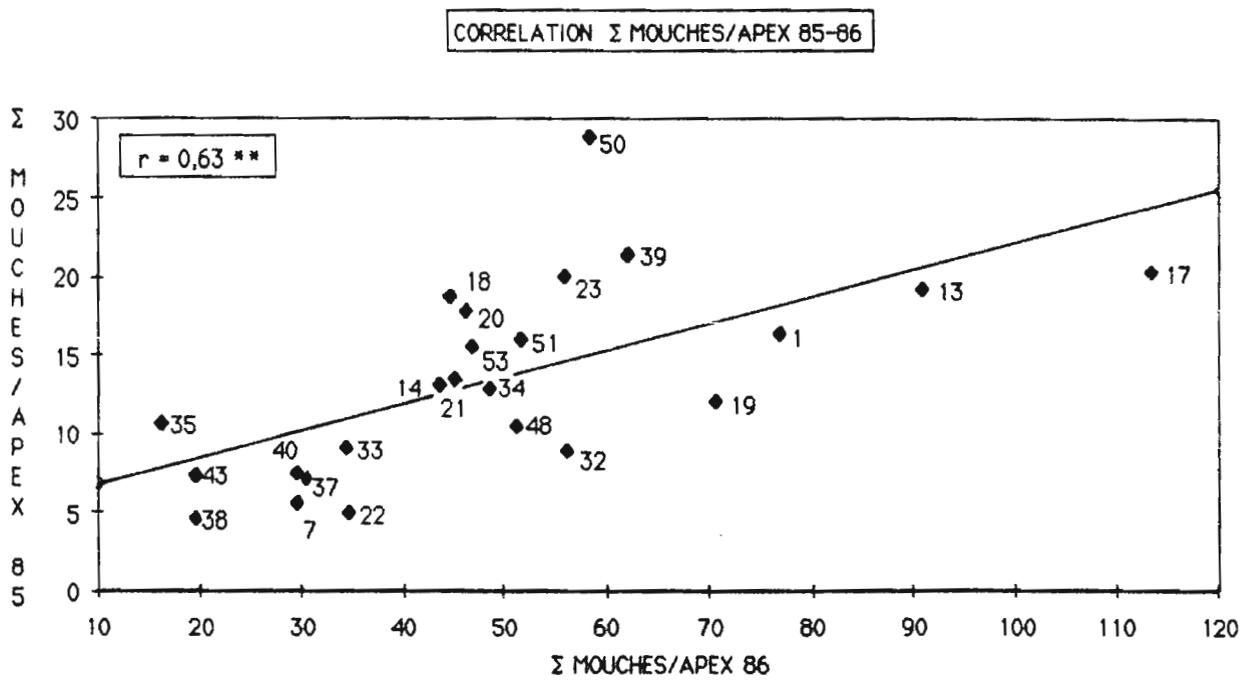


Figure 3.15 Corrélation entre la somme du nombre de mouches blanches par apex de 1985 et 1986. \*=significatif à  $p=0,05$  et \*\*=significatif à  $p=0,01$ .

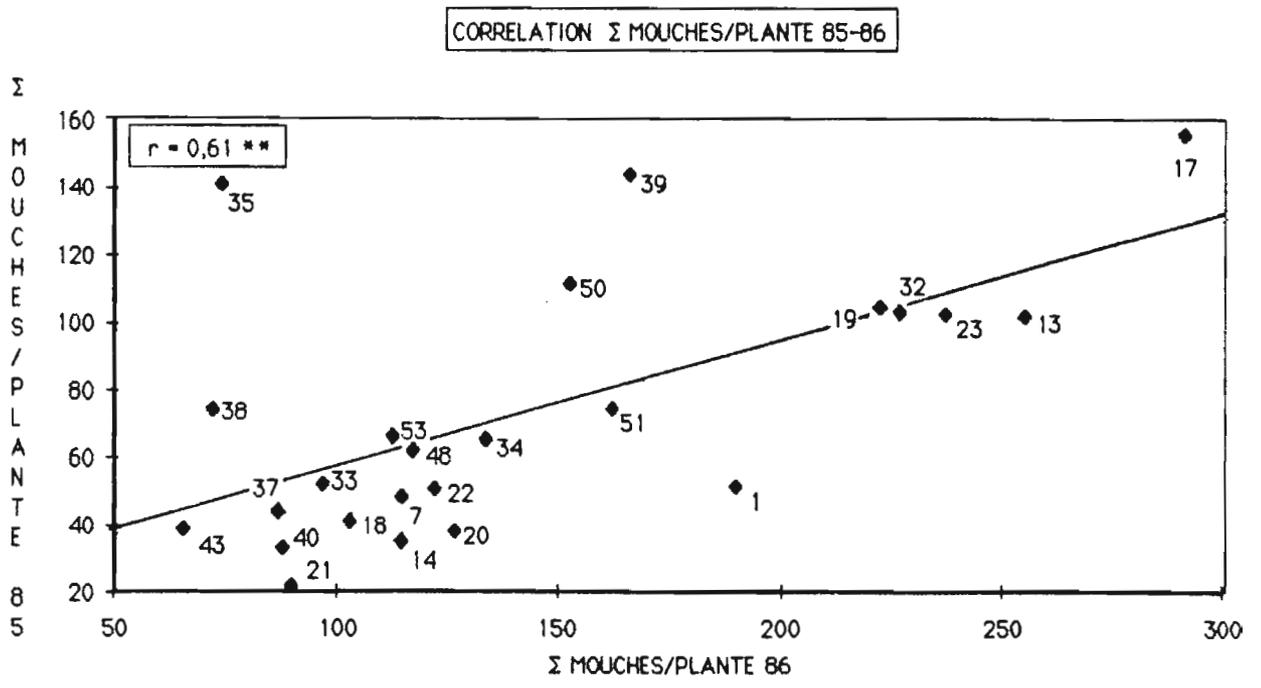


Figure 3.16 Corrélation entre la somme du nombre de mouches blanches par plante de 1985 et 1986.  
 \*=significatif à p=0,05 et \*\*=significatif à p=0,01.

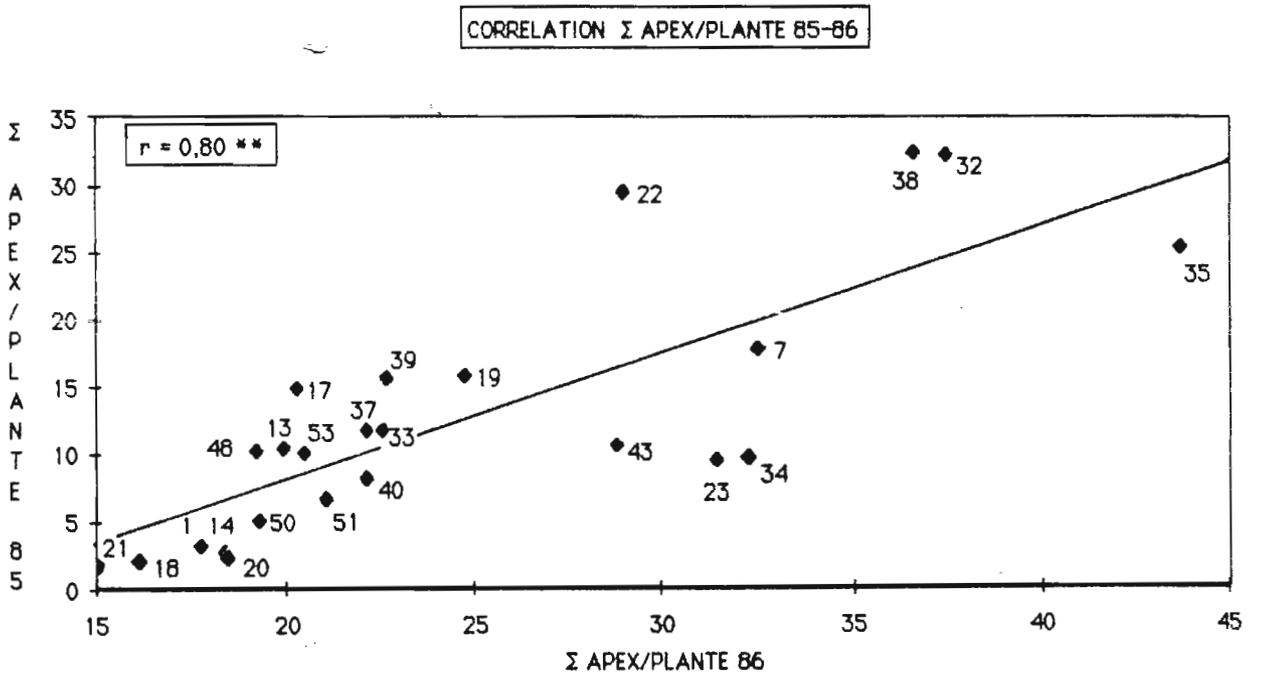


Figure 3.17 Corrélation entre la somme du nombre d'apex par plante de 1985 et 1986.  
 \*=significatif à p=0,05 et \*\*=significatif à p=0,01.

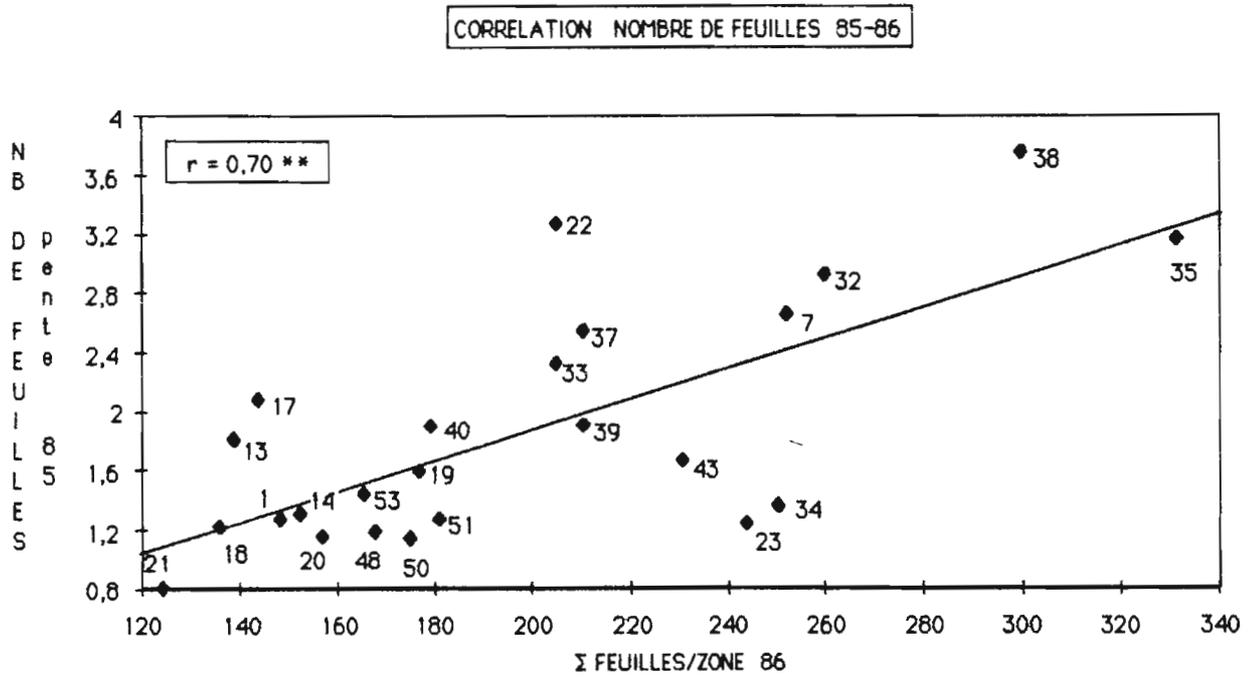


Figure 3.18 Corrélation entre le nombre de feuilles total (pente) de 1985 et la somme du nombre de feuilles par zone en 1986. \*=significatif à  $p=0,05$  et \*\*=significatif à  $p=0,01$ .

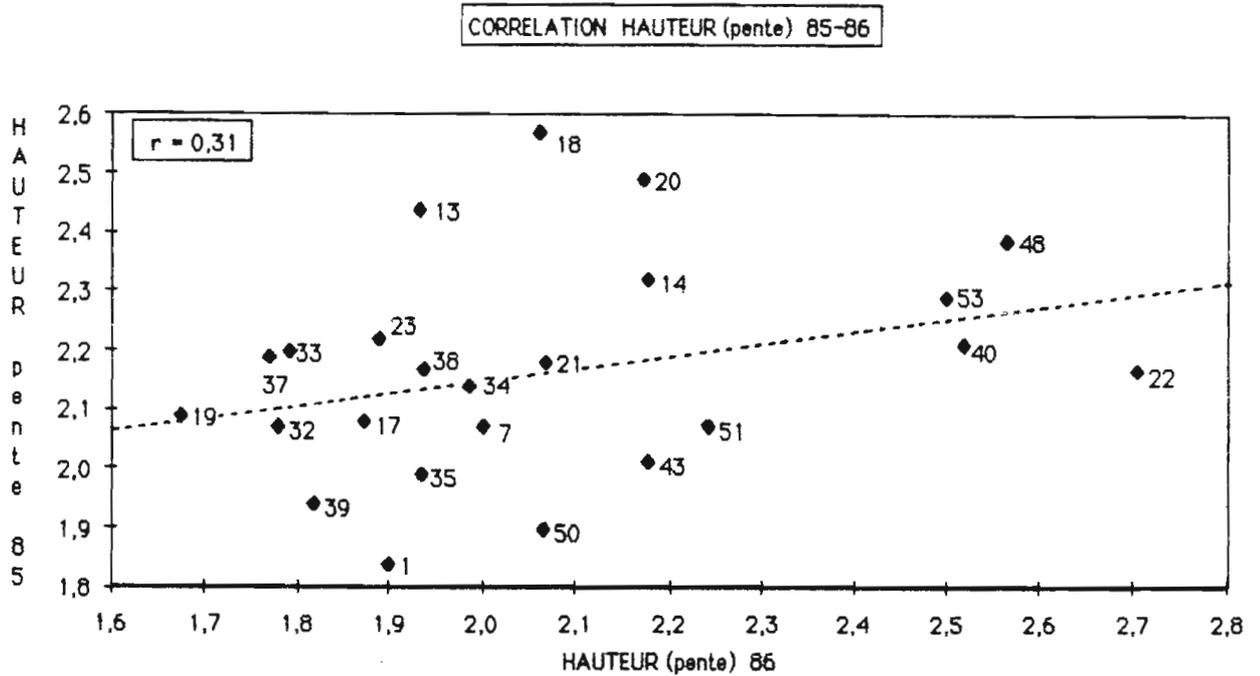


Figure 3.19 Corrélation entre la pente de la croissance des plantes de 1985 et 1986. \*=significatif à  $p=0,05$  et \*\*=significatif à  $p=0,01$ .

Table 3.3

	$\Sigma$ CONTA	$\Sigma\Sigma$ CONTA	$\Sigma$ MCH/A	$\Sigma\Sigma$ MCH/A	$\Sigma$ MCH/P	$\Sigma\Sigma$ MCH/P	$\Sigma$ MCH/E	$\Sigma\Sigma$ MCH/E	$\Sigma$ LAR/F	$\Sigma\Sigma$ LAR/F	$\Sigma$ LAR/Z	$\Sigma\Sigma$ LAR/Z
$\Sigma$ CONTA												
$\Sigma\Sigma$ CONTA	0,97 **											
$\Sigma$ MCH/A	0,26	0,25										
$\Sigma\Sigma$ MCH/A	0,32	0,31	0,97 **									
$\Sigma$ MCH/P	0,36	0,35	0,90 **	0,88 **								
$\Sigma\Sigma$ MCH/P	0,39	0,38	0,90 **	0,91 **	0,98 **							
$\Sigma$ MCH/E	0,03	0,00	0,13	0,13	0,27	0,32						
$\Sigma\Sigma$ MCH/E	0,06	0,06	0,11	0,11	0,24	0,31	0,98 **					
$\Sigma$ LAR/F	0,19	0,20	0,95 **	0,95 **	0,87 **	0,89 **	0,13	0,13				
$\Sigma\Sigma$ LAR/F	0,27	0,28	0,94 **	0,95 **	0,87 **	0,89 **	0,12	0,13	0,99 **			
$\Sigma$ LAR/Z	0,31	0,32	0,79 **	0,79 **	0,89 **	0,90 **	0,32	0,32	0,87 **	0,86 **		
$\Sigma\Sigma$ LAR/Z	0,39	0,41 *	0,76 **	0,78 **	0,51 **	0,89 **	0,34	0,36	0,85 **	0,87 **	0,98 **	

Tableau 3.3 Coefficients de corrélation obtenus par régression linéaire, entre les différentes évaluations de la contamination et des populations de mouches blanches sous forme d'adultes et de larves. \*=significatif à  $p=0,05$  et \*\*=significatif à  $p=0,01$ .

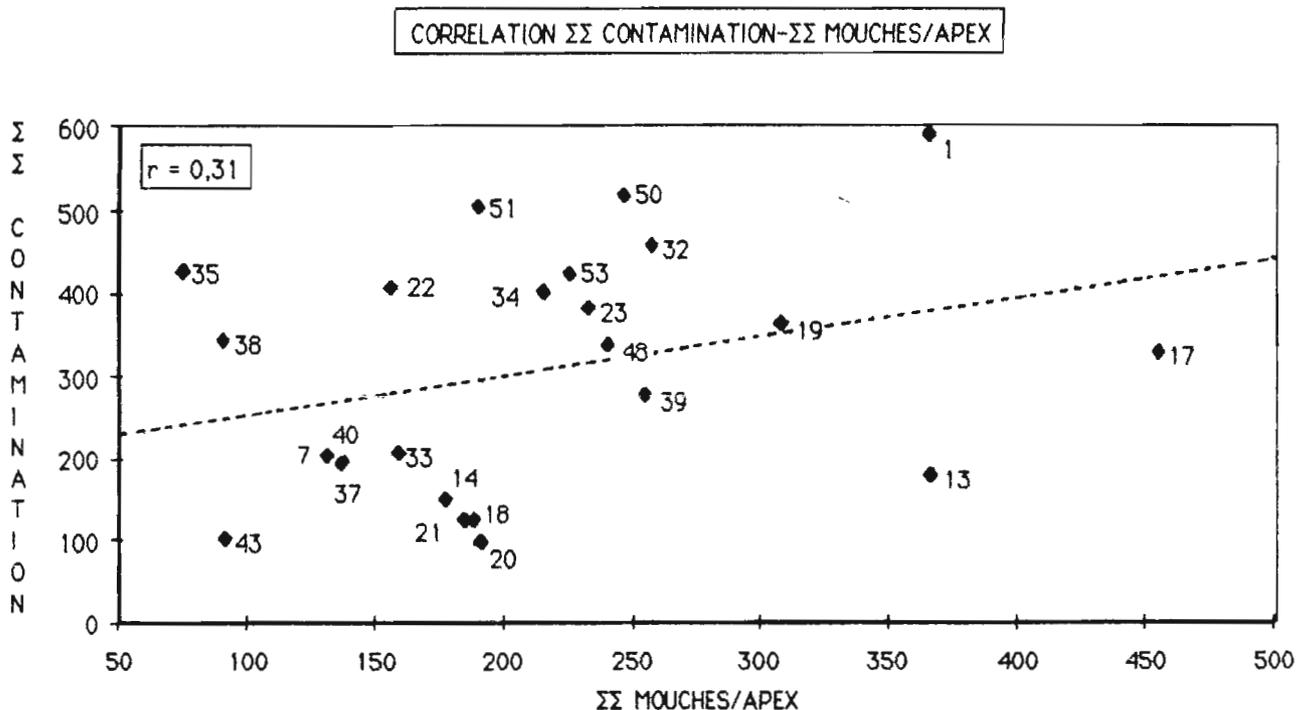


Figure 3.20 Corrélation entre la somme du pourcentage cumulé de contamination et la somme du nombre cumulé de mouches blanches par apex. \*=significatif à  $p=0,05$  et \*\*=significatif à  $p=0,01$ .

CORRELATION ΣΣ CONTAMINATION-ΣΣ MOUCHES/PLANTE

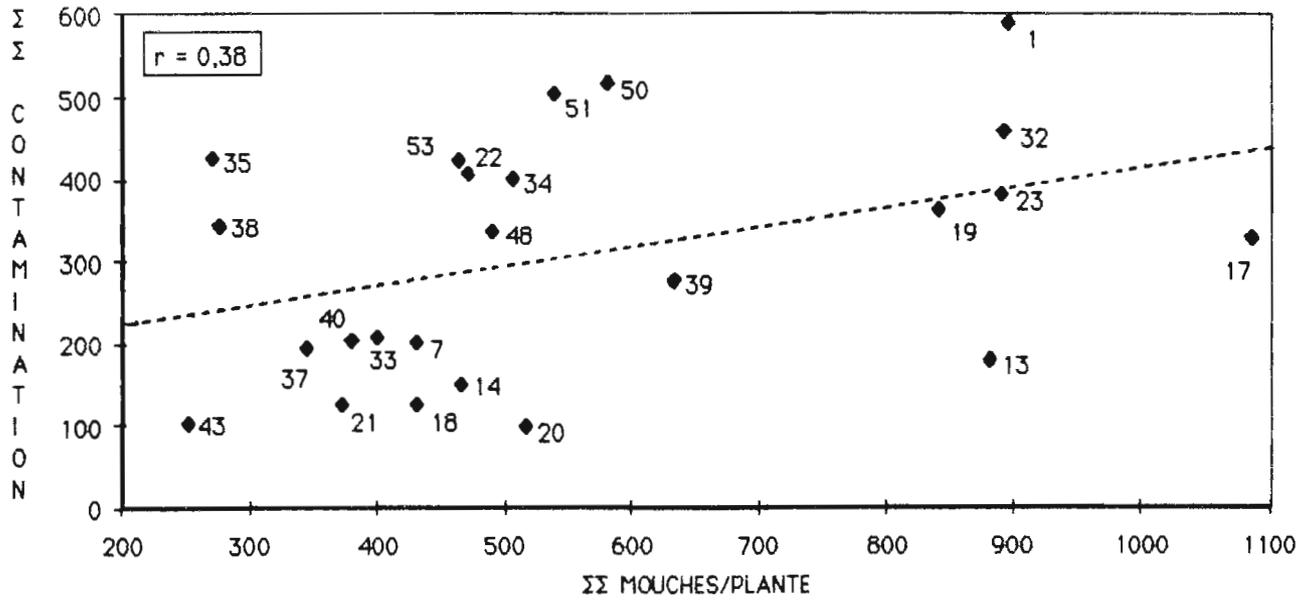


Figure 3.21 Corrélation entre la somme du poucentage cumulé de contamination et la somme du nombre cumulé de mouches blanches par plante.  
 \*=significatif à  $p=0,05$  et \*\*=significatif à  $p=0,01$ .

Fig 3-21

CORRELATION ΣΣ CONTAMINATION-ΣΣ MOUCHES/ETIQUETTE

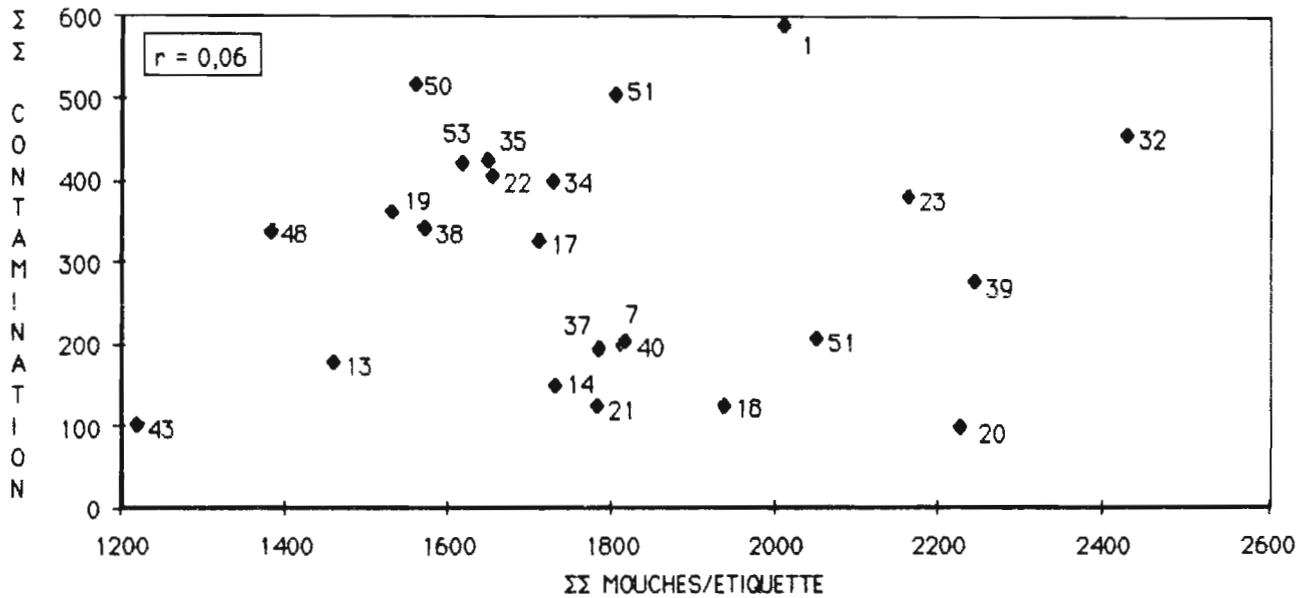


Figure 3.22 Corrélation entre la somme du poucentage cumulé de contamination et la somme du nombre cumulé de mouches blanches par étiquette.  
 \*=significatif à  $p=0,05$  et \*\*=significatif à  $p=0,01$ .

CORRELATION ΣΣ CONTAMINATION-ΣΣ LARVES/FEUILLE

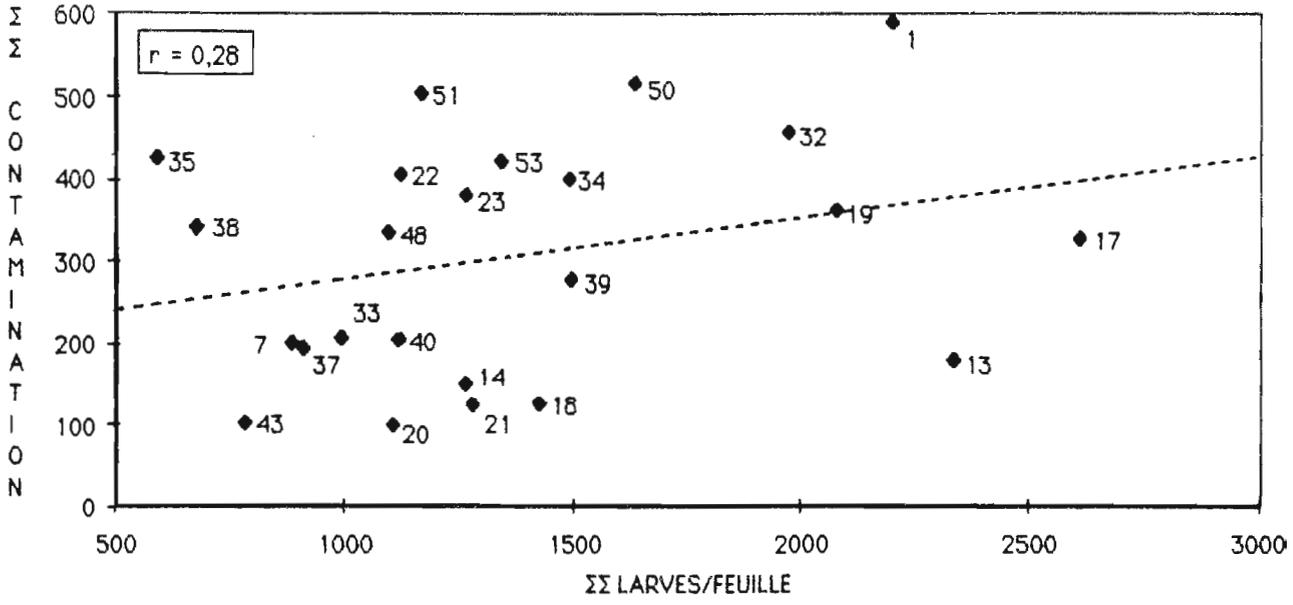


Figure 3.23 Corrélation entre la somme du pourcentage cumulé de contamination et la somme du nombre cumulé de larves de mouches blanches par feuille.  
 \*=significatif à  $p=0,05$  et \*\*=significatif à  $p=0,01$ .

(17) 0-20

CORRELATION ΣΣ CONTAMINATION-ΣΣ LARVES/ZONE

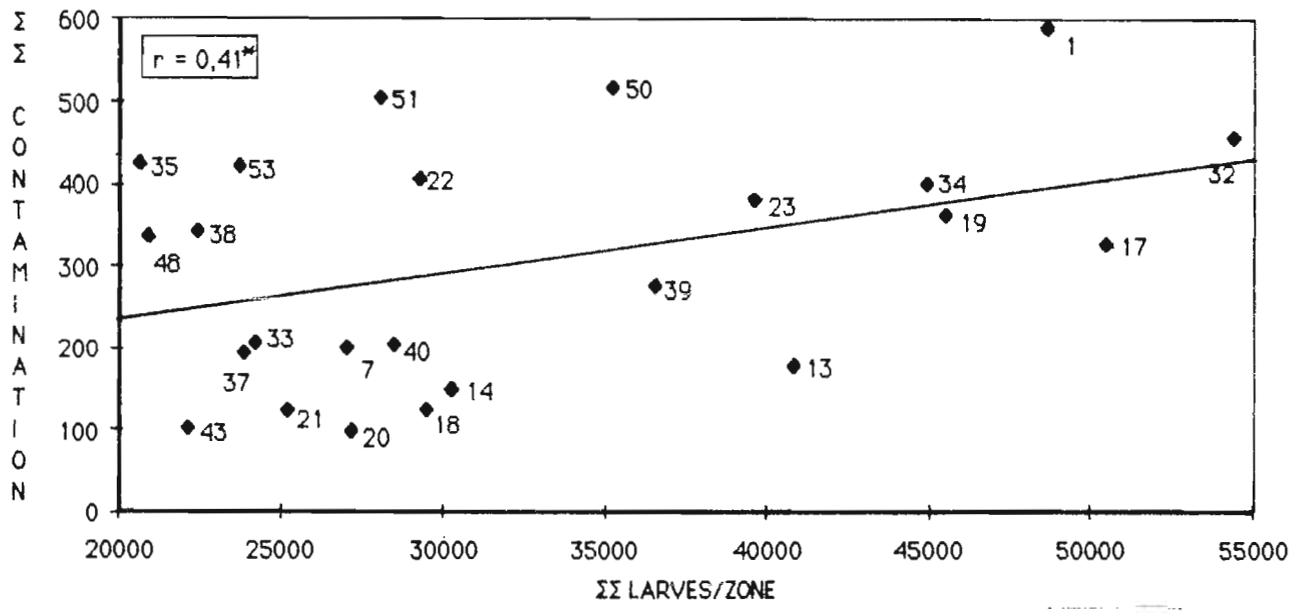


Figure 3.24 Corrélation entre la somme du pourcentage cumulé de contamination et la somme du nombre cumulé de larves de mouches blanches par zone.  
 \*=significatif à  $p=0,05$  et \*\*=significatif à  $p=0,01$ .

CORRELATION  $\Sigma$  MOUCHES/APEX- $\Sigma$  MOUCHES/PLANTE

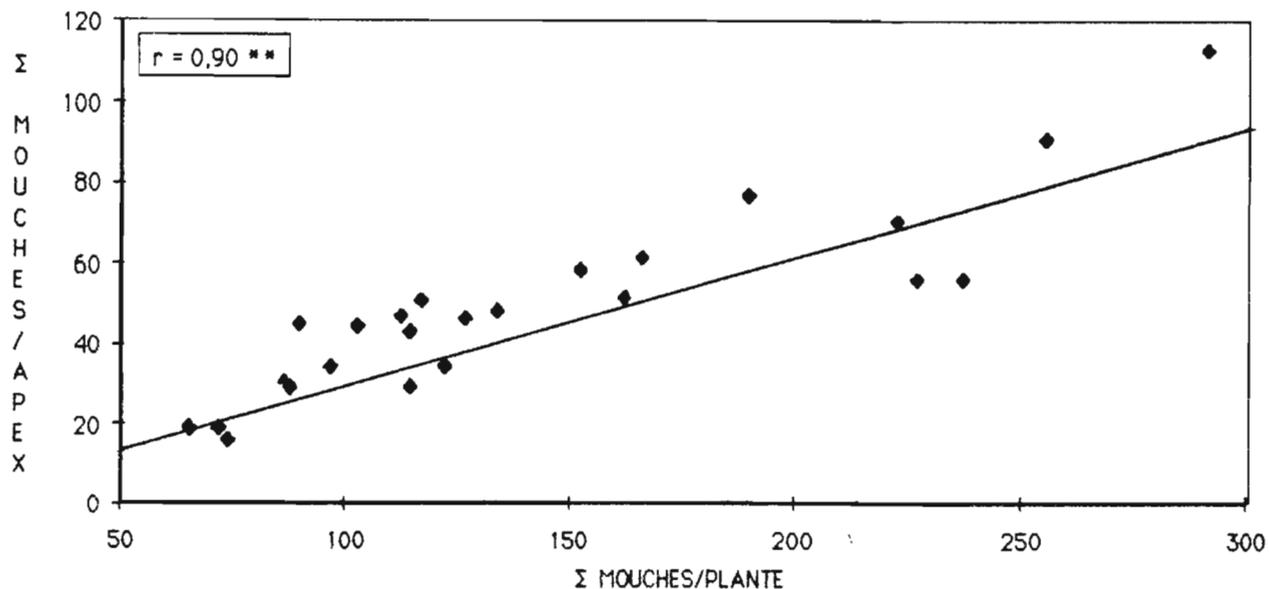


Figure 3.25 Corrélation entre le nombre cumulé de mouches blanches par apex et le nombre cumulé de mouches blanches par plante. \*=significatif à  $p=0,05$  et \*\*=significatif à  $p=0,01$ .

CORRELATION  $\Sigma$  LARVES/FEUILLE- $\Sigma$  LARVES/ZONE

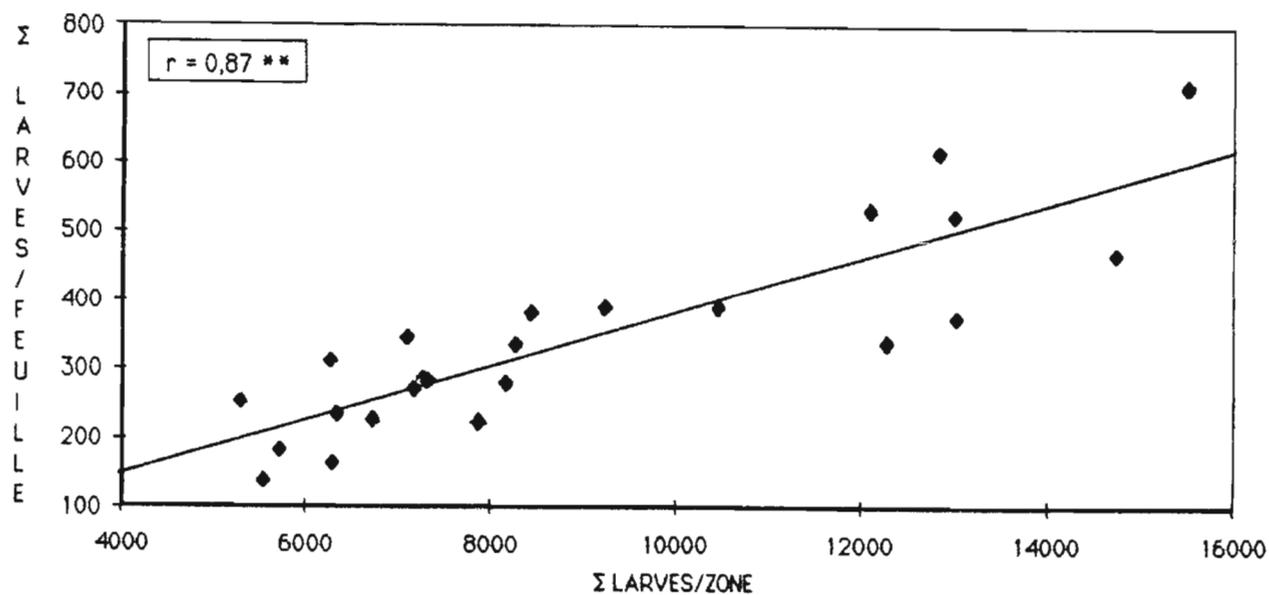


Figure 3.26 Corrélation entre le nombre cumulé de larves de mouches blanches par feuille et le nombre cumulé de larves de mouches blanches par zone. \*=significatif à  $p=0,05$  et \*\*=significatif à  $p=0,01$ .

CORRELATION  $\Sigma$  MOUCHES/APEX- $\Sigma$  LARVES/FEUILLE

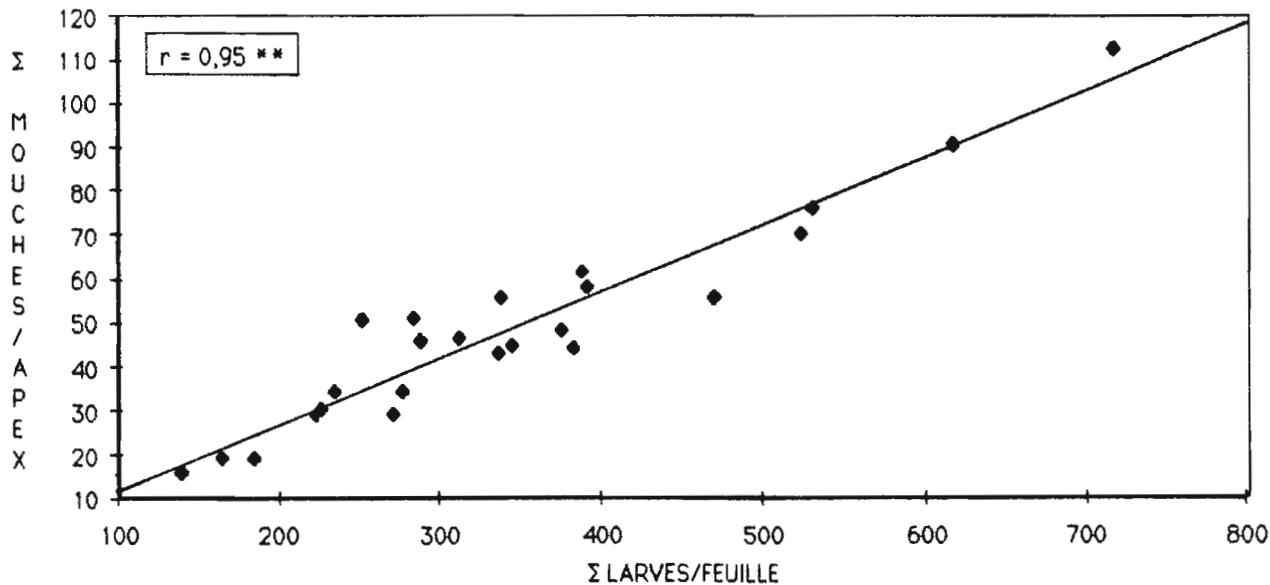


Figure 3.27 Corrélation entre le nombre cumulé de mouches blanches par apex et le nombre cumulé de larves de mouches blanches par feuille.  
 \*=significatif à  $p=0,05$  et \*\*=significatif à  $p=0,01$ .

CORRELATION  $\Sigma$  MOUCHES/PLANTE- $\Sigma$  LARVES/ZONE

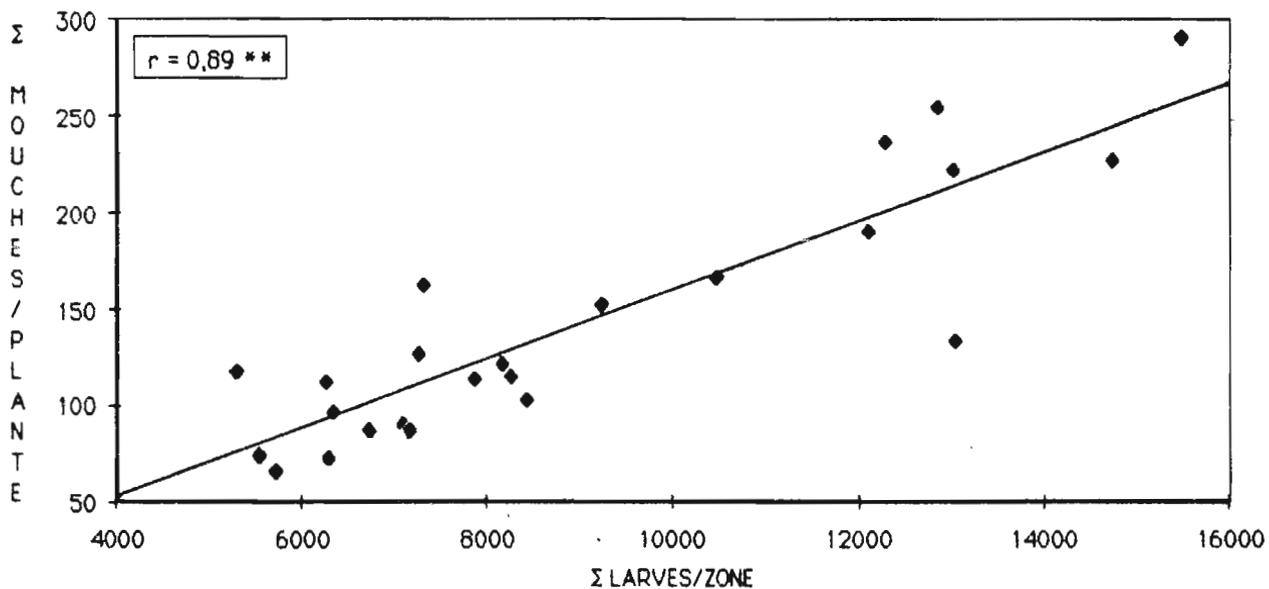


Figure 3.28 Corrélation entre le nombre cumulé de mouches blanches par plante et le nombre cumulé de larves de mouches blanches par zone.  
 \*=significatif à  $p=0,05$  et \*\*=significatif à  $p=0,01$ .

	Σ CONTA	ΣΣ CONTA	Σ MCH/A	ΣΣ MCH/A	Σ MCH/P	ΣΣ MCH/P	Σ MCH/E	ΣΣ MCH/E	Σ LAR/F	ΣΣ LAR/F	Σ LAR/Z	ΣΣ LAR/Z
Σ NB APEX	0,27	0,28	-0,43 *	-0,41 *	-0,09	-0,14	0,00	0,03	-0,36	-0,35	0,04	0,02
Σ NB TIGES	-0,27	-0,20	-0,17	-0,22	-0,10	-0,05	0,51 *	0,54 **	-0,17	-0,21	-0,07	-0,03
Σ NB FE/Z	0,23	0,24	-0,56 **	-0,54 **	-0,26	-0,31	0,03	0,05	-0,53 **	-0,52 **	-0,13	-0,14
HAUT(pte)	0,03	-0,02	-0,28	-0,27	-0,39	-0,38	-0,35	-0,34	-0,34	-0,32	-0,50 *	-0,47 *
SURF/FE	-0,29	-0,27	0,34	0,29	0,13	0,15	0,21	0,21	0,35	0,31	0,12	0,13
SURF/Z	0,33	0,31	-0,29	-0,28	-0,01	-0,07	0,22	0,23	-0,27	-0,24	0,14	0,12
CFJE	-0,21	-0,20	-0,23	-0,20	-0,24	-0,19	0,08	0,08	-0,24	-0,24	-0,29	-0,26
CFVI	-0,05	0,02	-0,44 *	-0,40	-0,58 **	-0,53 **	-0,09	-0,04	-0,52 **	-0,48 *	-0,58 **	-0,50 *
PIJF	-0,12	-0,13	0,46 *	0,42 *	0,53 **	-0,45 *	-0,12	-0,18	0,46 *	0,43 *	0,39	0,28
CN-	0,04	0,01	-0,13	-0,11	-0,02	-0,01	0,41 *	0,43 *	0,00	0,01	0,29	0,31
MS%	-0,23	-0,30	-0,22	-0,24	-0,10	-0,16	0,11	0,09	-0,13	-0,18	0,08	-0,03
P	0,05	0,12	0,07	0,03	-0,05	-0,01	-0,09	-0,04	0,04	0,05	-0,14	-0,05
K	0,16	0,23	0,04	0,05	-0,07	-0,03	-0,20	-0,17	-0,03	-0,01	-0,23	-0,18
Ca	-0,10	-0,22	-0,15	-0,12	-0,05	-0,06	0,17	0,12	-0,12	-0,10	0,06	0,04
Mg	0,45 *	0,46 *	-0,07	0,03	-0,10	-0,02	-0,25	-0,22	-0,07	0,02	-0,11	-0,01
K/(Ca+Mg)	0,11	0,20	0,12	0,10	0,01	0,03	-0,16	-0,11	0,06	0,05	-0,15	-0,11

Tableau 3.4 Coefficients de corrélation obtenus par régression linéaire entre les variables de contamination et de populations d'aleurodes (exprimés de différentes façons) et les variables morpho-physiologiques. \*=significatif à p=0,05 et \*\*=significatif à p=0,01.

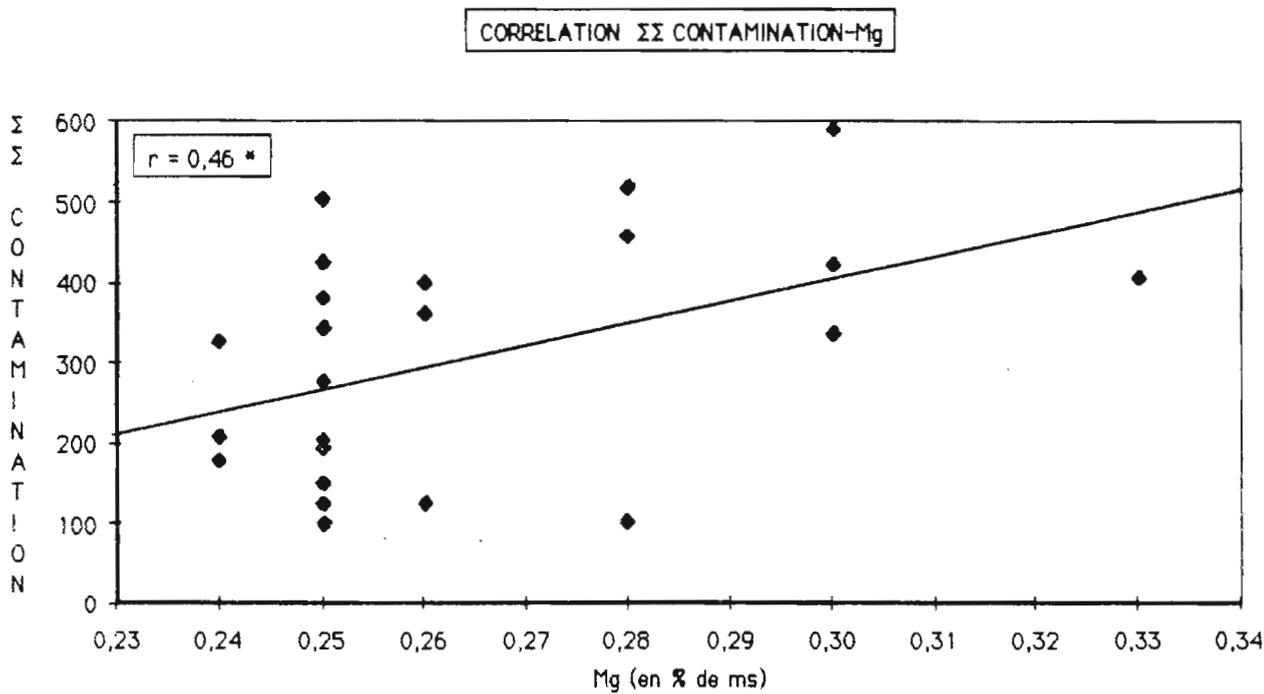


Figure 3.29 Corrélation entre la somme du pourcentage cumulé de contamination et la teneur en magnésium exprimé par rapport au poids de matière sèche. \*=significatif à p=0,05 et \*\*=significatif à p=0,01.

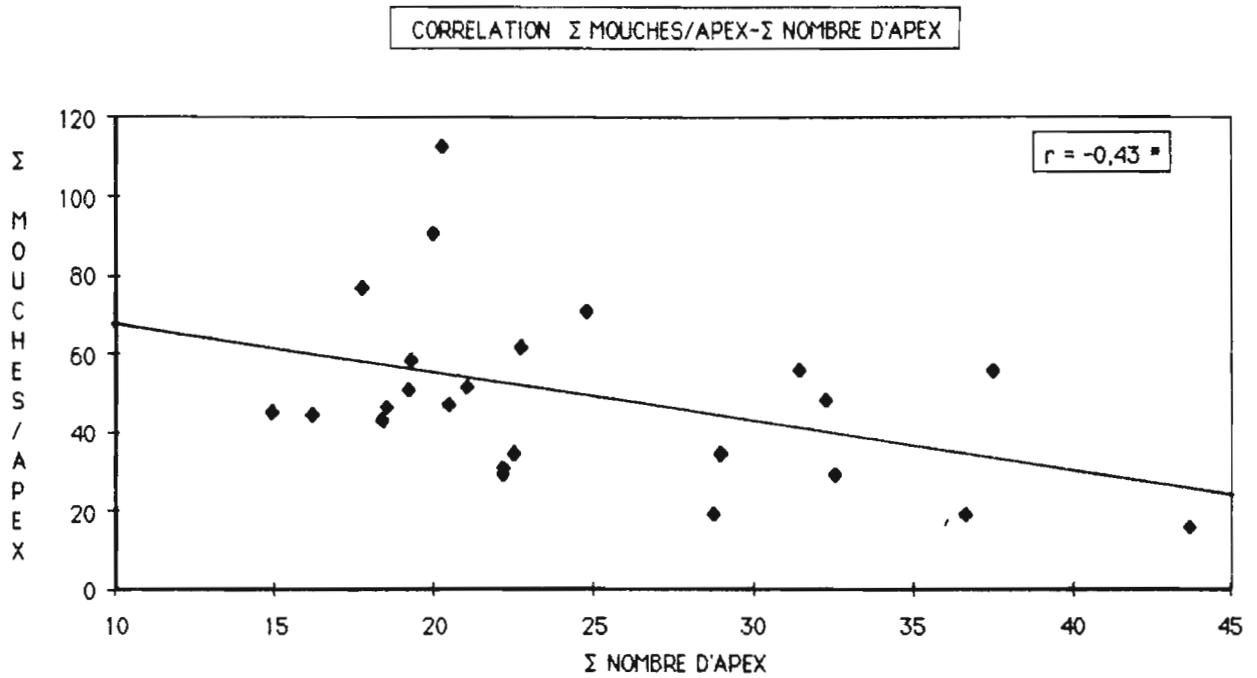


Figure 3.30 Corrélation entre le nombre cumulé de mouches blanches par apex et le nombre cumulé d'apex par plante. \*=significatif à  $p=0,05$  et \*\*=significatif à  $p=0,01$ .

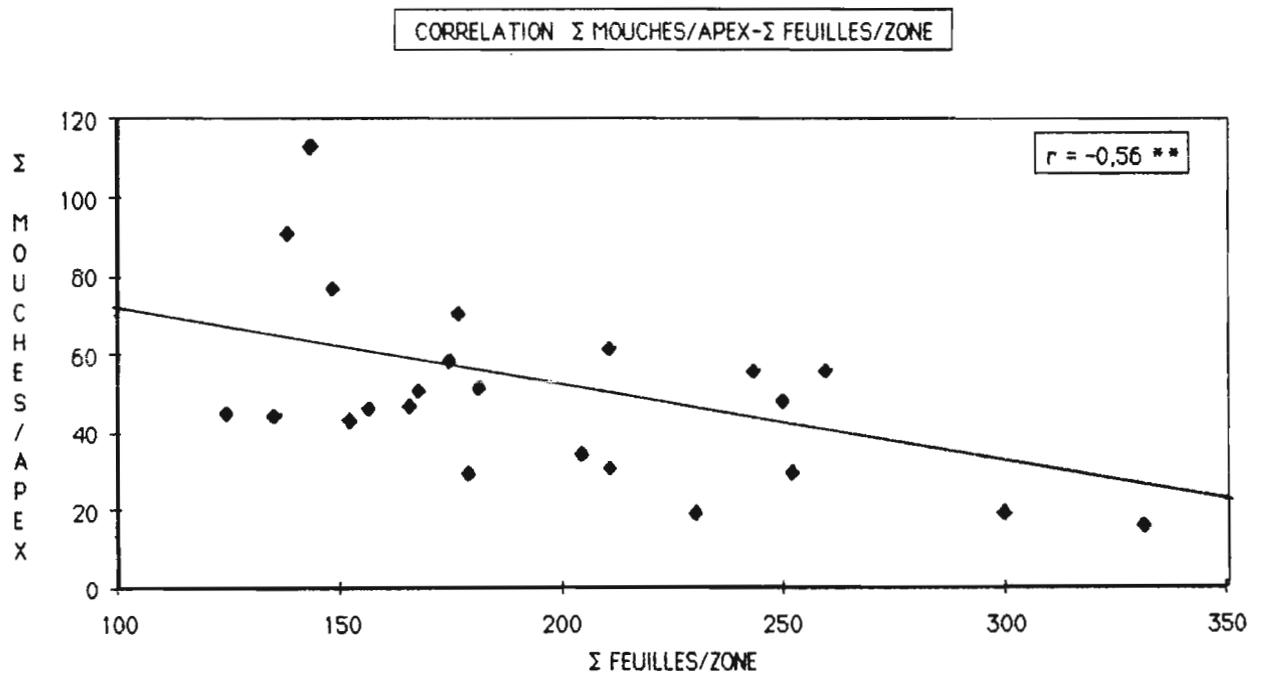


Figure 3.31 Corrélation entre le nombre cumulé de mouches blanches par apex et le nombre cumulé de feuilles par zone. \*=significatif à  $p=0,05$  et \*\*=significatif à  $p=0,01$ .

CORRELATION  $\Sigma$  MOUCHES/PLANTE - COULEUR DE VIEILLES FEUILLES

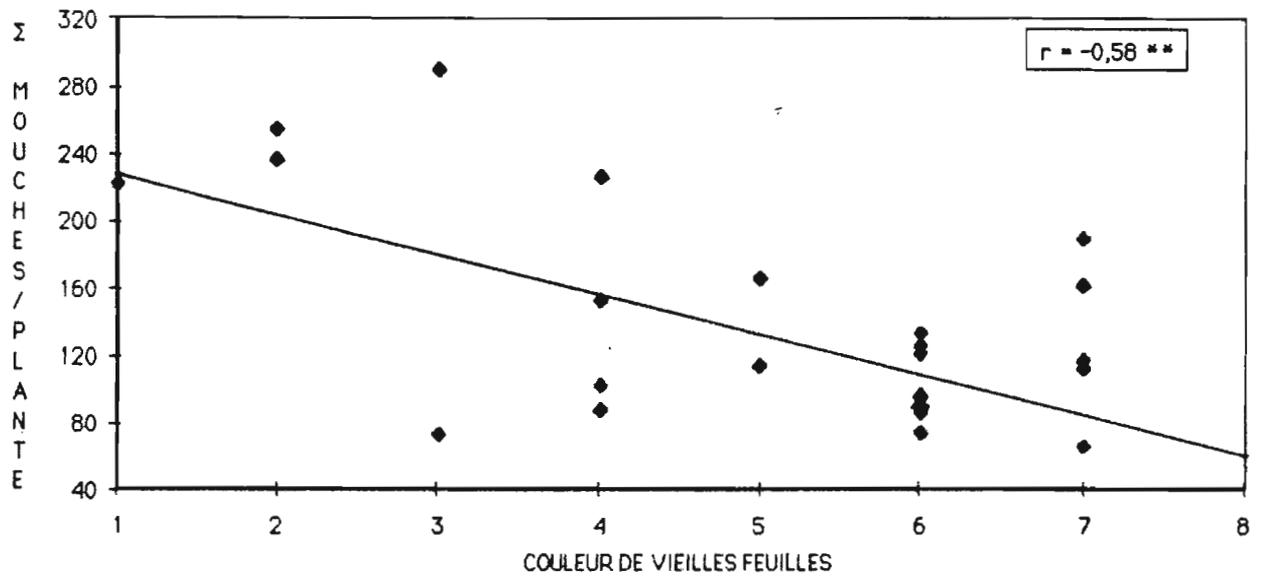


Figure 3.32 Corrélation entre le nombre cumulé de mouches blanches par plante et la couleur des vieilles feuilles. \*=significatif à  $p=0,05$  et \*\*=significatif à  $p=0,01$ .

CORRELATION  $\Sigma$  MOUCHES/PLANTE - PILOSITE DE JEUNES FEUILLES

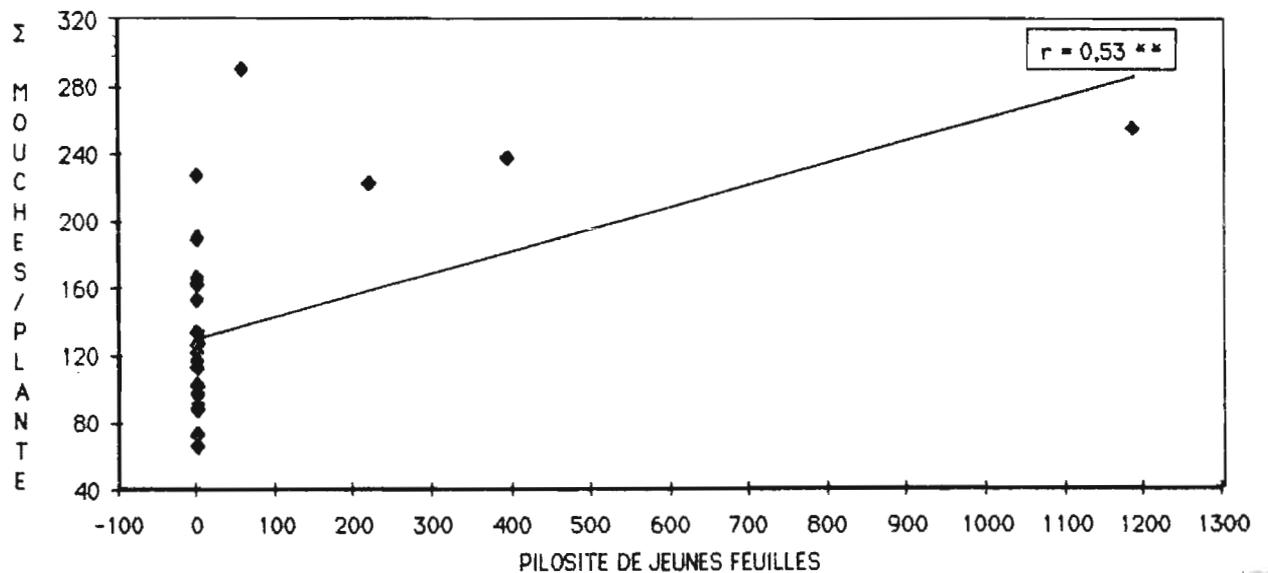


Figure 3.33 Corrélation entre le nombre cumulé de mouches blanches par plante et la pilosité des jeunes feuilles. \*=significatif à  $p=0,05$  et \*\*=significatif à  $p=0,01$ .

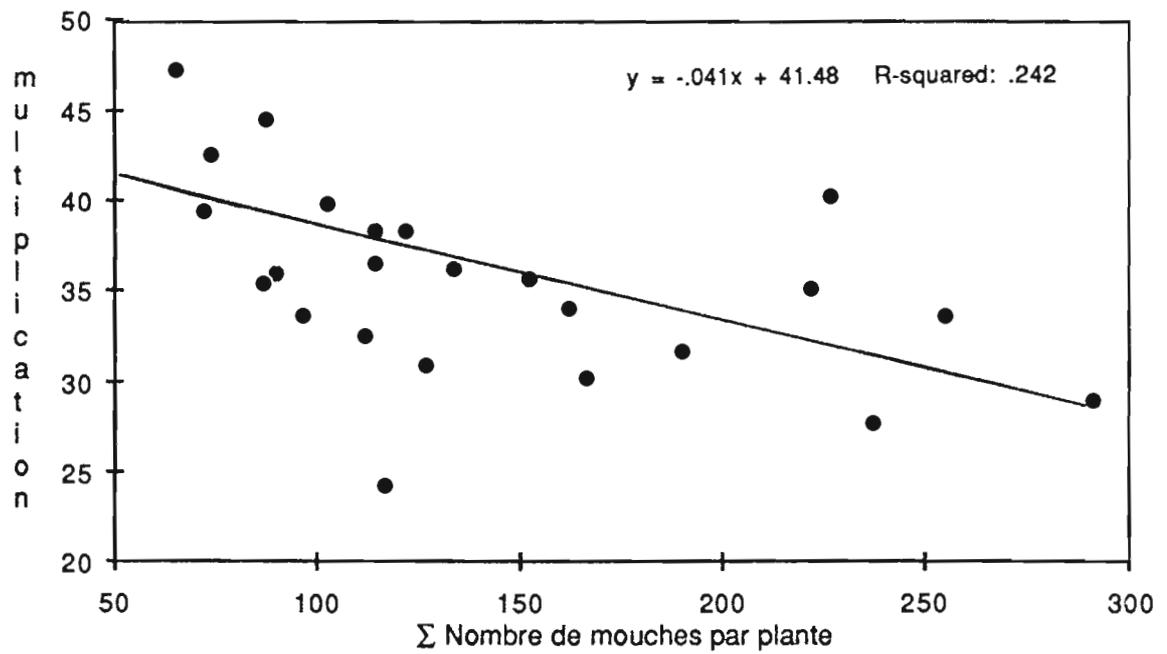


Figure 3.34 Corrélation entre l'indice de multiplicité et la somme du nombre de mouches par plante.