

INSTITUT DE RECHERCHES AGRONOMIQUES TROPICALES ET DES CULTURES

VIVRIERES

I . R . A . T . *Manvobane*

PRINCIPAUX PROBLEMES PHYTOSANITAIRES RENCONTRES SUR
L'ARACHIDE ET LES CEREALES ALIMENTAIRES AU SENEGAL

RAPPORT DE MISSION

du 18 octobre au 21 décembre
1965

M. DELASSUS
Chef du Service Central
de Pathologie Végétale
de l'I.R.A.T.

110, rue de l'Université - PARIS 7^e

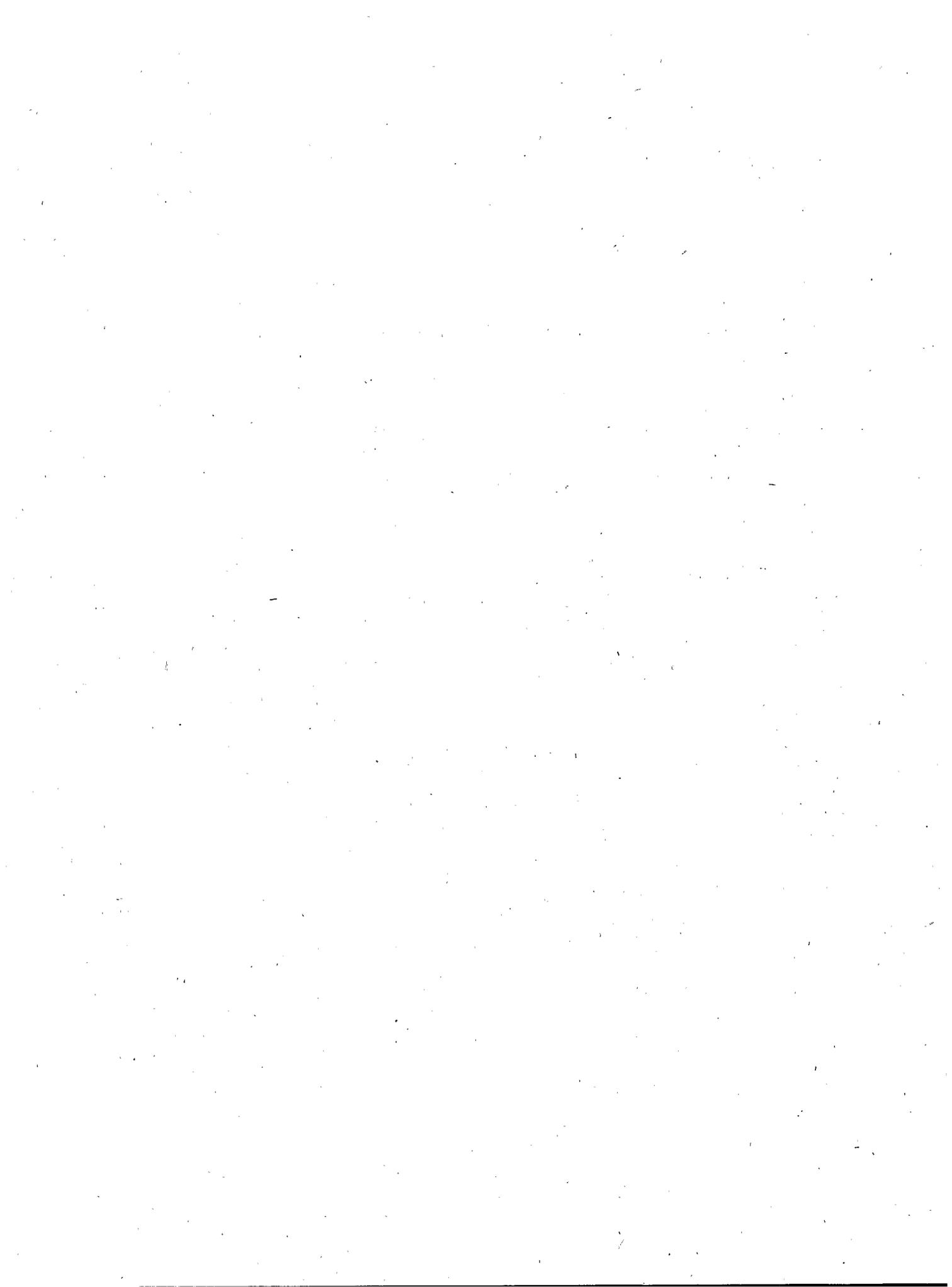
Fonds Documentaire IRD



010025249

Fonds Documentaire IRD

Cote : Bx 25249 Ex : 01



INSTITUT DE RECHERCHES AGRONOMIQUES TROPICALES ET DES CULTURES

VIVRIERES

I . R . A . T .

PRINCIPAUX PROBLEMES PHYTOSANITAIRES RENCONTRES SUR
L'ARACHIDE ET LES CEREALES ALIMENTAIRES AU SENEGAL

RAPPORT DE MISSION

du 18 octobre au 21 décembre
1965

M. DELASSUS
Chef du Service Central
de Pathologie Végétale
de l'I.R.A.T.

110, rue de l'Université - PARIS 7^e

Fonds Documentaire IRD

Cote : Bx 25249 Ex : *univ*

1. The first part of the document is a list of names and addresses.

2. The second part is a list of names and addresses.

3. The third part is a list of names and addresses.

4. The fourth part is a list of names and addresses.

5. The fifth part is a list of names and addresses.

6. The sixth part is a list of names and addresses.

7. The seventh part is a list of names and addresses.

8. The eighth part is a list of names and addresses.

9. The ninth part is a list of names and addresses.

10. The tenth part is a list of names and addresses.

11. The eleventh part is a list of names and addresses.

12. The twelfth part is a list of names and addresses.

TABLE DES MATIERES

	<u>pages</u>
Introduction	3
Aflatoxine	4
Mycotoxines	22
Maladies du sorgho	23
Maladies du petit mil	26

THE UNIVERSITY OF CHICAGO

1950

THE UNIVERSITY OF CHICAGO
DEPARTMENT OF CHEMISTRY
5408 SOUTH DIVISION STREET
CHICAGO, ILLINOIS

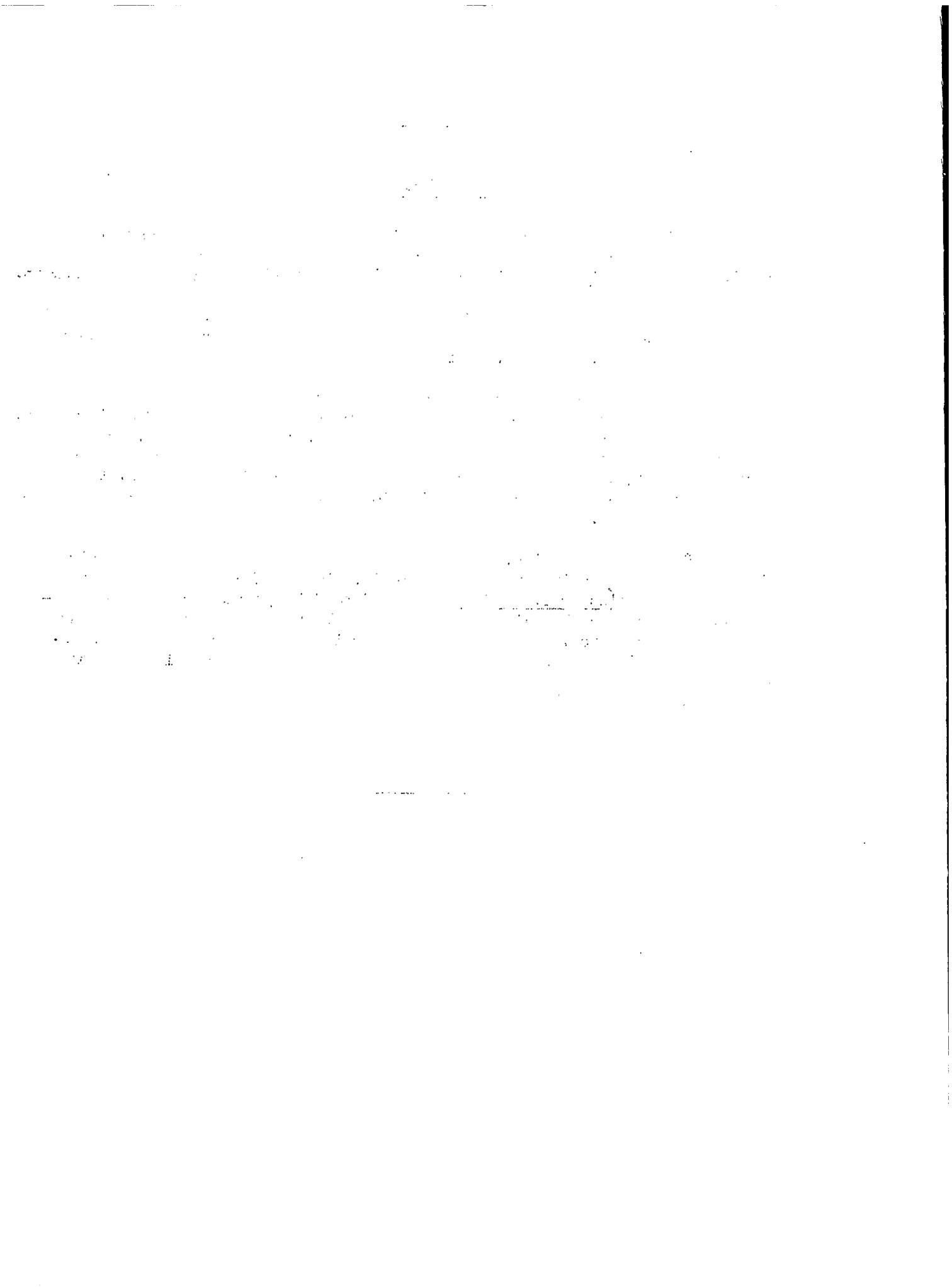
INTRODUCTION

La mission dont ce rapport fait l'objet avait pour but le contrôle des travaux de recherches faits sur l'aflatoxine et la mise en forme des résultats obtenus ainsi que l'étude des principales maladies du mil et du sorgho.

Elle s'est déroulée du 18 octobre au 21 décembre 1965, en majeure partie au Centre de Recherches Agronomiques de Bambey; elle a comporté des déplacements en Casamance (Séfa), à Boulel, à Richard Toll.

Nous nous sommes particulièrement intéressés au problème de l'aflatoxine qui est actuellement très travaillé dans de nombreux pays producteurs d'arachide. Malgré la somme des travaux faits jusqu'à ce jour, quelques données, notamment la répartition et la cause des toxicités très élevées qui se rencontrent parfois dans des graines apparemment saines demandent encore à être précisées. Les difficultés rencontrées tiennent particulièrement à une répartition très hétérogène de la toxicité.

Grâce à l'affectation, au titre de la coopération technique militaire d'un ingénieur spécialisé en phytopathologie, l'estimation de l'infestation des graines par l'Aspergillus flavus a pu être faite sur de nombreux prélèvements. Quelques parcelles d'arachides ont été plantées en saison sèche, sous arrosage par aspersion. Des contaminations artificielles y ont été réalisées. Le degré de toxicité de ces arachides sera comparé avec celui que l'on obtient en culture ordinaire.



AFLATOXINE

Introduction -

Depuis 1960, on sait que les tourteaux d'arachide, fortement infectés ou provenant de graines détériorées par certaines souches d'un champignon très commun: l'Aspergillus flavus sont impropres à l'alimentation du bétail. Ainsi, plus de 100.000 jeunes dindons sont morts en Angleterre en 1960 du seul fait d'avoir ingéré une ration contenant une forte dose de tourteaux d'arachide très toxiques.

Les nombreuses études menées sur ce sujet ont permis de caractériser les substances toxiques synthétisées par l'A. flavus; celles-ci ont été groupées sous le nom d'aflatoxines. L'une d'elles, l'aflatoxine B₁, est l'un des plus puissants cancérigènes hépatiques, actifs par voie buccale et actuellement connus; chez le rat par exemple, l'ingestion de 0,5 mg d'aflatoxine B₁ est suffisante pour induire un cancer du foie.

L'importance des risques dus à la consommation de produits contaminés par les aflatoxines fait l'objet de nombreux travaux. Les épidémies spectaculaires comme celle rapportée ci-dessus sont très rares. Par contre, il est fréquent de constater des diminutions de croissance ou de production chez les animaux nourris avec des régimes toxiques. Aussi, les éleveurs et les vétérinaires essaient de définir les doses maxima que les diverses catégories d'animaux domestiques peuvent supporter sans manifester le moindre accident. Selon J.M.M. BROWN et L.ABRAMS, les volailles, âgées de plus de 12 semaines peuvent supporter sans aucun inconvénient des rations contaminées jusqu'à 0,75 p.p.m. Les jeunes animaux sont par contre beaucoup plus sensibles.

Pour se prémunir contre d'éventuels accidents, plusieurs pays importateurs s'opposent à l'entrée d'arachides ou de tourteaux dont la faible teneur en aflatoxine ne peut être garantie. On est particulièrement sévère pour les produits destinés à l'alimentation humaine. Au Sénégal, tout lot d'arachide titrant plus de 0,05 p.p.m. ne peut entrer dans la composition des aliments de sevrage. Dernièrement, les services de la "Food and Drug Administration" des Etats Unis ont retiré du commerce deux cargaisons de beurre d'arachide contaminé; actuellement, tout beurre d'arachide importé aux Etats-Unis ne peut quitter les quais sans que sa teneur en aflatoxine n'ait été dosée.

Le problème des mycotoxines et notamment de l'aflatoxine est donc une question importante. Plusieurs pays y consacrent des sommes élevées; aux Etats-Unis, les crédits alloués en 1966 se montent à 1.458.000 dollars et sont en augmentation de 345.000 dollars sur 1965.

METHODES D'ETUDES EMPLOYEES

Le dosage de l'aflatoxine le plus couramment employé repose sur une analyse physico-chimique faisant intervenir sa fluorescence bleu violet sous lumière U-V de 3650 Å, à un Rf de 0,5-0,6 dans un solvant méthanol-chloroforme.

La quasi totalité des chimistes et des biologistes considèrent que cette méthode est très précise et très sûre. Elle présente l'inconvénient d'être assez longue et assez chère. Avec des appareils d'extraction ordinaires (pour éliminer l'huile et la plupart des autres composants de la graine ou du tourteau), l'échantillon à analyser ne doit pas dépasser 20 g. Initialement, on homogénéise avec des diviseurs échantillonneurs qui fractionnent le lot initial en parts successives, équivalentes, puis on en prélève une partie, environ 500 g d'amandes ou 700 g de gousses.

On décortique si nécessaire et on broie au moulin à mil après avoir rejeté les 100 premiers grammes pour rincer l'appareil. Le broyat est alors soigneusement et longuement mélangé dans un récipient assez grand, puis on prélève les 20 g nécessaires au dosage. Cette méthode semble valable pour juger la toxicité de l'ensemble du lot broyé de 400 g. En effet, les analyses réalisées sur le même lot broyé, à plusieurs reprises et par des laboratoires différents ont donné des résultats sensiblement équivalents. D'autre part, en ajoutant une graine très toxique (de l'ordre de 1000 p.p.m. par exemple) à 500 g d'arachides saines, on retrouve une toxicité d'environ 0,5 p.p.m., taux qui correspond à la quantité d'aflatoxine apportée par la seule graine toxique qui pèse 0,5 g.

Ordinairement, on répartit les arachides en classes de toxicité selon le schéma suivant:

Toxicité nulle ou faible :	de 0 à 0,1 p.p.m. d'aflatoxine B ₁
moyenne :	de 0,1 à 0,5
haute :	de 0,5 à 2
très élevée :	plus de 2 p.p.m.

La reconnaissance de toxicités supérieures ou égales à 20 p.p.m. sur des lots tout venant, de plus de 1000 p.p.m. sur les graines triées présentant des efflorescences vertes nécessite de préciser la teneur en p.p.m. des lots à toxicité très élevée.

Autrefois, on recommandait de confirmer les données du test physico-chimique par un test biologique sur canetons, basé sur l'étude du comportement et l'examen histologique du foie de l'animal traité. Les taux de corrélation entre les résultats des tests biologiques et physico-chimiques ont toujours été élevés; on admet actuellement que les résultats contradictoires obtenus parfois entre les tests physico-chimiques et biologiques proviennent essentiellement de la répartition très hétérogène des composés toxiques dans des lots ayant cependant même origine et même aspect. Dans certains cas (toxicité de plus de 1.000 p.p.m., toxicité de 20 p.p.m. dans des lots apparemment sains), nous pensons qu'il serait encore utile de confirmer les tests physico-chimiques par quelques tests biologiques.

REPARTITION DE L' AFLATOXINE

La première hypothèse formulée pour expliquer l'apparition de la toxicité était la suivante: les arachides au moment de l'arrachage à maturité normale sont pratiquement saines et la toxicité n'apparaît qu'au cours du séchage, surtout si celui-ci est lent et défectueux. Tenant compte de cette hypothèse, vérifiée d'ailleurs par les premières analyses, aucun essai "à blanc" n'a été implanté pour juger la répartition de la toxicité sur le terrain au moment de l'arrachage. Cependant, de nombreuses analyses ont été réalisées sur des arachides provenant d'une même origine ou de 2 origines différentes. Un exemple très complet et très caractéristique, montrant la répartition très hétérogène de l'aflatoxine a été donné par l'ORANA en 1964. Les chiffres suivants extraits du rapport "Recherches sur l'aflatoxine au cours de la campagne agricole 1964-65 par J.TOURY, R.GIORGI et M.MARTINEAUD-ORANA - 1965" ont été obtenus sur deux séries de variétés d'arachides, les unes récoltées normalement, les autres mouillées artificiellement après la récolte (chaque numéro des colonnes 1 et 2 correspond à une même variété) sur un total de 50 paires d'analyses, nous indiquons les 30 premières:

	<u>Récolte normale</u>	<u>Récolte mouillée</u>
1	/// 0,75 p.p.m.	/// 0,15 p.p.m.
2	6,25 à 7,5 p.p.m.	/// 3,75 p.p.m.
3	Négatif	6,25 à 7,5 p.p.m.
4	"	0,075 à 0,10 p.p.m.
5	"	1,87 à 2,5 p.p.m.
6	"	0,93 à 1,25 p.p.m.
7	"	/// à 0,75 p.p.m.
8	"	/// à 0,15 p.p.m.
9	/// 0,75 p.p.m.	1,25 à 1,50 p.p.m.
10		
11	0,37 à 0,50 p.p.m.	
12	/// 0,15 p.p.m.	
13	1,87 à 2,50 p.p.m.	/// à 3,75 p.p.m.
14		1,87 à 2,5 p.p.m.
15	1,25 à 1,50 p.p.m.	/// à 0,75 p.p.m.
16	1,87 à 2,50 p.p.m.	23 à 36 p.p.m.
17		/// à 0,75 p.p.m.
18	1,25 à 1,50 p.p.m.	0,37 à 0,50 p.p.m.
19	négative	1,87 à 2,50 p.p.m.
20		/// à 0,75 p.p.m.
21	1,87 à 2,50 p.p.m.	/// 3,75 p.p.m.
22	/// 0,15	/// 0,15 p.p.m.
23	/// 0,15	/// 0,75 p.p.m.
24	0,37 à 0,50	
25	/// à 0,15 p.p.m.	/// 0,37 à 0,15 p.p.m.
26	1,87 à 2,50 p.p.m.	/// à 0,15 p.p.m.
27	/// à 3,75	
28	/// à 0,75	1,87 à 2,5 p.p.m.
29	/// à 0,75	0,93 à 1,25 p.p.m.
30	2,5 à 3,75	0,37 à 0,50 p.p.m.

Sur le total des analyses faites par l'ORANA dans cet essai, la répartition des classes de toxicité se présente de la manière suivante:

<u>Récolte normale</u>	<u>Récolte mouillée</u>
1 teneur de 6,25 à 7,5 p.p.m.	1 teneur de 23 à 36 p.p.m.
2 teneurs de 2,5 à 3,75 p.p.m.	1 teneur de 6,25 à 7,5 p.p.m.
10 teneurs de 1,25 à 2,50 p.p.m.	4 teneurs de 2,5 à 3,75 p.p.m.
13 teneurs de 0,25 à 1,25 p.p.m.	11 teneurs de 1,25 à 2,50 p.p.m.
11 teneurs de 0,05 à 0,25 p.p.m.	16 teneurs de 0,25 à 1,25 p.p.m.
7 teneurs inférieures à 0,05	7 teneurs de 0,05 à 0,25 p.p.m.
	1 teneur inférieure à 0,05

Sur des arachides mouillées après l'arrachage, laissées en meules humides et présentant un pourcentage très élevé de coques et d'amandes moisies, les teneurs en aflatoxine d'échantillons apparemment identiques et prélevés en des points très voisins ont été aussi très variables selon les prélèvements. Quatre analyses ont été effectuées et ont donné les résultats suivants:

- 1ère analyse = environ 20 p.p.m.
- 2è analyse = 1 à 2,5 p.p.m.
- 3è analyse = 0,25 à 0,5 p.p.m.
- 4è analyse = 0,05 à 0,1 p.p.m.

La répartition de la toxicité sur le terrain présente également des variations très importantes. Dans un essai de désinfection des semences où 80 analyses ont été effectuées (1 par parcelle élémentaire mesurant 3 m,60 x 12 m), les teneurs suivantes ont été observées:

- 1 teneur de 2,5 à 5 p.p.m.
- 3 teneurs de 0,25 à 0,50 p.p.m.
- 7 teneurs de 0,1 à 0,25 p.p.m.
- 3 teneurs de 0,05 à 0,1 p.p.m.
- 66 teneurs inférieures à 0,05 p.p.m.

En prenant les chiffres les plus élevés des classes de toxicité, les teneurs en aflatoxine varient dans cet essai: -selon les parcelles de 0 à 5,0 p.p.m.
-selon les blocs de 0 à 5,0 p.p.m.
(total pour 10 traitements);
-selon les traitements de 0 à 5,0 p.p.m.
(total pour 8 répétitions).

Dans la plupart des essais dont certains seront rapportés ci-dessous, la répartition de la toxicité présente un schéma similaire; dans les conditions de récolte et de séchage réalisées à la station de Bambey en 1964, on trouve généralement, sur une cinquantaine d'analyses, une teneur très élevée (de 2,5 à 10 p.p.m.), répartie absolument au hasard.

Il apparait que l'on ne peut définir le degré de toxicité d'un lot d'arachide sans effectuer plusieurs analyses.

Si l'on compare la répartition des toxicités dans des lots faiblement ou fortement toxiques, on constate que ce sont surtout les fréquences relatives des 2 classes de toxicité: très élevée et faible ou nulle qui diffèrent le plus. Dans les 3 séries d'analyses données ci-dessus, la répartition des échantillons en classes plus ou moins toxiques se présente de la façon suivante:

	Récolte mouillée (analyse ORANA)	Récolte normale (analyse ORANA)	Désinfection des semences (analyse CRA)
% de lots très toxiques (plus de 2,5 p.p.m.)	12 %	6 %	2 %
fortement toxiques (1,25 à 2,5 p.p.m.) % de lots	22 %	20 %	0 %
à toxicité faible	20 %	40 %	96 %

On peut penser que les teneurs en aflatoxine augmentent tant que les arachides se trouvent dans des conditions favorables au développement de l'A.flavus. Sous de telles conditions, le nombre des échantillons sains diminue pour donner d'abord des lots peu toxiques alors que ceux qui étaient déjà moyennement toxiques évoluent probablement vers la catégorie très toxique.

PERIODES DE FORMATION DE L'AFLATOXINE -

Initialement, on pensait que la majeure partie, sinon la totalité de l'aflatoxine se formait surtout après l'arrachage lors du séchage ou des mouillages, dus aux pluies survenant après la récolte. Mais, sous les conditions édaphoclimatiques du Sénégal, une partie plus ou moins importante de l'aflatoxine se forme alors que les graines sont encore dans le sol. Plusieurs échantillons d'arachides, récoltées à maturité normale, égoussées le lendemain de l'arrachage puis séchées, soit immédiatement à l'étuve à 90-95° C, soit laissées à l'air libre pendant 24 h, puis séchées à l'infra-rouge, ont révélé des teneurs en aflatoxine comprises entre 5 et 10 p.p.m. . Une série portant sur 10 analyses a donné les teneurs suivantes:

- 3 lots avec des teneurs de 5 à 10 p.p.m.
- 2 lots avec des teneurs d'environ 0,5 p.p.m.
- 5 lots avec des teneurs inférieures à 0,05 p.p.m.

Remarquons que les analyses ultérieures faites sur des graines provenant des mêmes parcelles, mais séchées normalement n'ont plus révélé de toxicité.

Des résultats similaires ont été obtenus au Nigéria, dans la région de Kano, où les conditions climatiques s'apparentent à celles du Sénégal.

Sur 36 échantillons analysés au moment de l'arrachage, 8 étaient toxiques tandis que sur 401 échantillons séchés à l'air libre (andains, meules, égoussage immédiat etc..) 25 seulement étaient toxiques.

Il est particulièrement troublant de constater que dans ces deux cas les graines séchées rapidement après la récolte ont donné des pourcentages de toxicité supérieurs et de beaucoup à celles séchées classiquement à l'air libre.

D. Mc DONALD, C.HARKNESS et W.C. STONEBRIDGE sont parvenus aux conclusions suivantes: " Dans les essais de séchage, il n'est pas prouvé que la toxicité augmente avec le temps s'écoulant après l'arrachage. Certains échantillons toxiques ont été trouvés après le séchage complet; dans d'autres cas, on a relevé des toxicités 3,4,5 et 6 jours après la récolte, et ensuite on n'en a plus retrouvé. Une toxicité, répartie d'une manière aussi aberrante et apparemment au hasard laisse supposer que les arachides sont toxiques lors de l'arrachage, mais que le système d'échantillonnage employé ne permet pas de mettre la toxicité en évidence.

En résumé en plus des aflatoxines qui se forment après l'arrachage, lorsque les gousses ou les amandes sont conservées à des taux d'humidité élevés, une partie de la toxicité peut se former lorsque les arachides sont encore dans le sol.

ACTION DES FACTEURS DU MILIEU SUR LA FORMATION DE L'AFLATOXINE -

Les travaux réalisés tant au Sénégal que dans les autres pays africains producteurs d'arachides cherchent à définir les conditions susceptibles d'empêcher la formation des aflatoxines. Comme l'arachide est cultivée sous des conditions climatiques assez variées, les facteurs étudiés varient suivant les régions. Les principales études ont portées sur:

- 1° - la teneur en eau des gousses et des graines après la récolte
- 2° - les températures après l'arrachage
- 3° - le régime des pluies pendant la fin du cycle de l'arachide
- 4° - la nature du sol.

1) Influence de la teneur en eau des gousses et des graines après l'arrachage

Dès 1962, au Sénégal, on a constaté que les arachides mouillées dans les meules et laissées ainsi pendant plusieurs jours donnent des produits de toxicité élevée. Il est alors fréquent de trouver des échantillons ayant des teneurs supérieures à 20 p.p.m. . Lorsque les arachides sont mises en meules immédiatement après l'arrachage, le séchage est très lent et les lots traités de cette façon donnent des toxicités très nombreuses et très élevées. Les gousses et les graines présentent alors extérieurement de très nombreuses moisissures.

Des résultats similaires ont été obtenus en Afrique du Sud, où, en 1963, des pluies tardives ont mouillées les arachides en meule. Dans les zones arachidières humides du Nigéria (région de Mokwa) des pluies surviennent fréquemment après la récolte et les arachides sèchent difficilement. D. Mc DONALD et C. HARKNESS ont trouvé très peu d'échantillons toxiques dans les 9 premiers jours suivant l'arrachage, des échantillons toxiques apparaissent dès le 12^e jour et sont très fréquents après 20 jours. Durant toute cette période, la teneur en eau des graines variait de 8 à 15 % selon le régime des précipitations.

Il est donc nécessaire, conformément aux recommandations antérieures d'abaisser la teneur en eau des graines au dessous de 7 %. Au Sénégal, sauf en cas de mouillage accidentel, la teneur moyenne en eau des graines, après séchage est toujours bien inférieure à ce taux.

Cependant, en Rhodésie, la comparaison des toxicités relevées sur les récoltes des années 62-63 et 63-64 montre que les pluies survenant après la récolte, lors du séchage n'ont pas d'influence sur l'augmentation de la toxicité. Ainsi, en 1962-63, les pluies furent nombreuses et abondantes après l'arrachage et dans l'ensemble, la toxicité a été très restreinte. Par contre en 1963-64, alors que les précipitations après la récolte étaient très faibles, les pourcentages et les niveaux de contamination ont été particulièrement élevés.

2) action de la température -

En Rhodésie, la toxicité est particulièrement faible dans les régions où, lors de l'arrachage, la température moyenne est inférieure à 18° C; elle est très élevée dans les zones chaudes où la température moyenne est supérieure à 21° C. Egalement la récolte 62-63, effectuée sous un climat frais et humide a été peu contaminée, à l'opposé de celle de 63-64, fortement toxique et obtenue sous un climat chaud et sec. On sait qu'A. flavus se développe surtout à des températures élevées et qu'il sporule abondamment de 21 à 38° C. Au Sénégal, la température moyenne des mois de septembre, d'octobre et de novembre est toujours supérieure à 25° C; aussi l'action de la température ne doit pas se manifester dans ce pays.

3) influence de la répartition des pluies durant la fin de la végétation de l'arachide.

Dans plusieurs pays, notamment en Rhodésie, en Afrique du Sud et aux Etats-Unis, on a constaté que si les arachides en cours de fructifications sont soumises à des alternances de sécheresse et de pluies prolongées, l'amande peut faire éclater la coque; on obtient alors des gousses craquelées. Sans les avoir recherchées systématiquement, il semble du moins en 1964 et 1965, que les gousses craquelées soient rares au Sénégal. Néanmoins, du fait que de telles gousses sont très toxiques, il serait nécessaire de rechercher leur présence vers la fin du cycle végétatif de l'arachide.

En Rhodésie, on admet que la réduction du métabolisme de la plante, lors d'une sécheresse prolongée ou d'une attaque de cercosporiose permet l'invasion des graines par A. flavus.

4) influence de la nature du sol

La majeure partie des terres à arachides du Sénégal sont des sols sablonneux, dénommés localement "dior". On cultive aussi les arachides sur des sols plus argileux que les précédents et appelés "dech". Quelques sols noirs, hydromorphes et humides portent parfois aussi des arachides.

En 1961-62, les 3 échantillons toxiques (sur 12 analyses réalisées par les huileries LESIEUR et concernant la région du SINE) provenaient d'arachides cultivées sur des sables noirs ou sur des sols sablonneux argileux noirs. Dans d'autres séries d'analyses, les pourcentages des échantillons toxiques étaient plus élevés dans les sables et les argiles noirs que dans les autres terres.

- En 1963-64, les arachides prélevées dans des bas-fonds correspondant à de légers thalwegs ont des teneurs en aflatoxine plus élevées que celles situées en dehors de la dépression. Remarquons qu'au moment du prélèvement, les plants situés dans la partie basse étaient totalement desséchés.

- En 1965-66, un essai de séchage, comportant plusieurs traitements (andains, petits tas, moyettes, meules conditionnées, etc...) a été implanté à Séfa (Moyenne Casamance) sur des sols drainants et sur des sols restant humides à la récolte ; ceux-ci se situent très légèrement en contre-bas des précédents.

Les teneurs en eau des amandes, relevées à la station de Séfa sont sensiblement identiques dans les 2 types de sol et dans tous les traitements, que ce soit au moment de l'arrachage, après plusieurs jours de séchage ou lors du battage. Les teneurs en aflatoxine des arachides cultivées en sol drainant ont été pratiquement nulles ; sur les 18 analyses réalisées (9 par le C.R.A. de BAMBEY, 9 par l'ORANA) une seule correspondant au traitement : arachides en andain jusqu'à ce que les graines jouent librement, puis mise en meule, a une toxicité faible de l'ordre de 0,05 p.p.m. Par contre, sur un même nombre d'analyse, 8 échantillons provenant des arachides cultivées en bas-fonds ont révélé des toxicités, allant jusqu'à 0,5 p.p.m.

- Bien que le nombre d'analyses ne soit pas suffisamment élevé pour pouvoir affirmer que les sols de bas-fonds donnent des récoltes plus toxiques, il semble, d'après ces premières indications que l'état du sol puisse jouer un rôle.

ACTION DES TRAITEMENTS PHYTOSANITAIRES SUR LES TENEURS EN AFLATOXINE.

1) Influence des traitements de semence.

- Chaque année, plusieurs essais de désinfection des semences, opération qui consiste à enrober les graines d'un mélange fongicide-insecticide sont implantés au Sénégal. Les teneurs en aflatoxine des arachides attachées aux fanes à la récolte et des gousses détachées ont été réalisées sur de nombreuses parcelles de ces essais. En 1964-65, la fluorescence des glanures était plus forte pour le témoin non traité et le traitement uniquement insecticide.

.../...

Sur la récolte normale, la répartition de la toxicité est trop hétérogène pour que l'on puisse déceler une action du traitement des semences sur les teneurs en aflatoxine. La comparaison des résultats obtenus en 1964 et 1965 montre que les traitements se classent différemment d'une année à l'autre, d'un essai à l'autre. La présence d'une seule teneur élevée (de 2,5 à 5 p.p.m.), absolument répartie au hasard, suffit bien souvent pour classer en tête de la toxicité le traitement qui comprend le prélèvement très toxique.

2) Influence des traitements de semence, complétés par des traitements fongicides ou insecticides en fin de végétation.

Deux essais, mettant en comparaison la désinfection des semences seule, la désinfection des semences avec des traitements fongicides, insecticides en cours de végétation, et des traitements fongicides et insecticides sans désinfection de semences avaient pour but d'estimer l'importance des attaques en cours de végétation et en fin de cycle. Un dosage d'aflatoxine a été réalisé par parcelle élémentaire. Dans l'essai réalisé en sol deck, les traitements suivants :

a) désinfection des semences (TMD-0,5 ‰, dieldrine -0,5‰) plus 4 pulvérisations de Brestan à 60, 75, 90 et 100 jours à raison de 500 g/ha de produit commercial,

b) désinfection des semences, plus 4 pulvérisations de difolatan à 60, 75, 90 et 100 jours à 1 kg,6 de produit commercial par hectare.

c) désinfection des semences plus 2 poudrages du sol à 15 jours d'intervalle au captane plus PCNB, lors du développement des gynophores,

d) désinfection des semences plus heptachlore à 3 kg/ha au 70ème jour,

e) pas de désinfection des semences, 2 poudrages du sol espacés de 15 jours, au moment du développement des gynophores avec du phaltane à 10,6 et heptachlore à 3 kg/ha au 70ème jour,

ont une teneur moyenne en aflatoxine inférieure à celle de l'essai. (8 analyses, une par parcelle élémentaire ont été faites par traitement).

Les traitements suivants ont montré une teneur en aflatoxine supérieure à celle de la moyenne de l'essai. Ce sont :

a) pas de désinfection des semences, 4 pulvérisations de Brestan (mêmes normés que ci-dessus)

b) pas de désinfection des semences, 4 pulvérisations de difolatan

c) traitement des semences et des trous de plantation au PCNB, captane, dieldrine à raison de 7 kg de produit commercial à l'hectare.

d) pas de désinfection des semences, 2 poudrages du sol au PCNB plus captane.

Mais d'autres analyses portant sur des prélèvements différents dans les blocs 6, 7 et 8 ne confirment pas le classement établi ci-dessus. De nouveau, la répartition très hétérogène de la toxicité masque l'effet des traitements.

Remarquons qu'à Madagascar la lutte contre les taches brunes dues à Rhizoctonia sp., les taches noires ou les gousses rongées dues à des cochenilles et des fourmis, effectuée soit par des façons culturales (buttage), soit par des traitements fongicides et insecticides a donné des résultats intéressants. Les % des gousses saines augmentent de façon appréciable. Comme on sait que les gousses endommagées renferment plus d'aflatoxine que les gousses saines, les essais de traitements insecticides et fongicides notamment en fin de végétation, devraient être poursuivis.

3) Action du thiabendazole

Des pulvérisations de thiabendazole à raison de 50 et de 100 g de matière active/hectare ont été faites sur la variété 28-206 vers le 90ème jour du cycle végétatif. Les teneurs en aflatoxine des arachides des divers traitements ont été très faibles, et dans ces conditions, aucune conclusion ne peut être tirée.

INFLUENCE DU SECHAGE RAPIDE.

Une soixantaine d'échantillons ont été séchés rapidement soit à l'étuve à 80°-90° C, soit le plus souvent aux infrarouges. Dans les deux cas, la teneur en eau était abaissée jusqu'à 4-5% dans les 48 heures ; avant le séchage, les coques et les graines étaient examinées au laboratoire. Nous avons comparé les teneurs en aflatoxine, observées après le séchage rapide avec celles provenant d'analyses faites sur des arachides provenant, autant que possible, des mêmes parcelles, sinon de parcelles voisines.

Sur 6 échantillons, provenant d'une récolte à maturité normale, on a obtenu après séchage rapide :

- 1 teneur comprise entre 0,25 et 0,5 p.p.m.
- 3 teneurs -d°- 0,05 et 0,1 p.p.m.
- 3 " inférieures à 0,05 p.p.m.

Sur 12 échantillons provenant du même essai, les teneurs en aflatoxine après séchage normal ont été :

- 2 teneurs comprises entre 0,05 et 0,1 p.p.m.
- 10 " inférieures à 0,05 p.p.m.

12 échantillons, prélevés dans l'essai "traitement échelonné des semences d'arachides", séchés dans les 36 heures après l'arrachage ont tous donné des teneurs inférieures à 0,05 p.p.m.

Par contre, des lots très toxiques ont été trouvés sur 10 échantillons séchés rapidement et provenant d'un essai de désinfection de semences, (voir pages n° 8 et 9 ; périodes de formation de l'aflatoxine) alors que cette toxicité ne se retrouvait plus sur les gousses séchées normalement.

Dans l'essai "Traitements des arachides en cours de végétation, 10 échantillons séchés à l'infra-rouge dans les 48 heures après l'arrachage ont tous donné des teneurs inférieures à 0,05 p.p.m. ; les analyses faites sur des arachides prélevés dans les mêmes parcelles et séchées normalement ont donné :

- 1 teneur comprise entre 1 et 2,5 p.p.m.
- 1 " " " 0,1 et 0,25 p.p.m.
- 8 teneurs inférieures à 0,05 p.p.m.

Il apparaît que selon les prélèvements, les arachides séchées rapidement peuvent être soit plus toxiques, soit moins toxiques que celles séchées normalement (en endains ou en petits tas, puis en meules). La répartition très hétérogène de la toxicité suffit à expliquer ces faits.

En 1964 et 1965, dans le cadre de l'opération Exagraf, de nombreuses analyses ont été effectuées sur des lots provenant de meules ordinaires ou séchage ordinaire et sur des arachides séchées artificiellement.

En 1964, 11% (sur 570 analyses) des échantillons provenant de meules ordinaires avaient une teneur en aflatoxine supérieure à 0,05 p.p.m. tandis que 7% des séchages artificiels (sur 43 lots) rentraient dans cette catégorie.

En 1965, 3% seulement des meules, contre 15% environ pour le séchage artificiel ont des teneurs supérieures à 0,05 p.p.m. Le séchage artificiel s'est fait sur des arachides préalablement mises en sac.

INFLUENCE DE LA DUREE DU CYCLE DE LA PIANTE.

3 variétés : la 28-204 dont le cycle théorique est de 100 jours, la 28-206 et la 48-115 à cycle de 120 jours ont été arrachées 8 jours avant, 8 jours après et le jour même de la date théorique de fin de cycle.

Sur 36 analyses réparties en 3 groupes de 12, correspondant chacun à une date d'arrachage différente, on a obtenu les teneurs suivantes : (les différents chiffres indiquent le nombre d'analyses rentrant dans les classes de toxicité).

<u>Teneur en Aflatoxine</u>	<u>1ère date d'arrachage</u>	<u>2ème date d'arrachage</u>	<u>3ème date d'arrachage</u>	<u>variété 28-204</u>	<u>Variété 28-206</u>	<u>Variété 48-115</u>
environ 10	0	0	1	1	0	0
de 1 à 2,5	1	1	2	0	2	2
de 0,5 à 1	1	2	2	1	2	2
de 0,25 à 0,5	1	1	1	1	1	1
de 0,1 à 0,25	4	2	2	3	2	3
de 0,05 à 0,1	1	1	1	0	0	3
infér. à 0,05	4	5	3	6	5	1

On peut constater une augmentation de la toxicité pour la dernière date d'arrachage. L'analyse de l'ensemble des blocs de l'essai nous indiquera si cette tendance se maintient dans les autres blocs. A plusieurs reprises, les arachides prélevées sur des plants dont les fanes sont mortes au moment de l'arrachage ont donné des produits nettement plus toxiques que celles provenant de plants dont les fanes sont vivantes.

La pratique d'un arrachage fait un peu avant la maturité théorique n'augmente pas les teneurs en aflatoxine.

Remarquons qu'aucune pluie n'est tombée dans la période comprise entre les différentes dates d'arrachage ; le sol était déjà sec et les arachides présentaient des symptômes de flétrissements durant l'après-midi.

INFLUENCE DE L'ETAT DE LA COQUE

Au Nigéria, sous les conditions sèches de KANO, aucun échantillon toxique n'a été trouvé parmi ceux provenant de gousses intactes.

La toxicité se rencontre essentiellement dans les gousses endommagées ou dans celles attaquées par les termites.

Aux Etats-Unis, H.W. SCHROEDER et L.J. ASHWORTH ont signalé que la toxicité se situe uniquement dans les gousses endommagées. Suivant l'aspect des gousses, ces auteurs ont remarqué les teneurs en aflatoxine suivantes :

Aspect des gousses	Teneur en aflatoxine
Saines et de couleur claire	inférieure à 0,005 p.p.m.
Attaques de <u>Rhizoctonia solani</u> (taches rousses sur les gousses)	inférieure à 0,005 p.p.m.
Attaques d'insectes et de <u>Rhizoctonia solani</u>	inférieure à 0,005 p.p.m.
Perforations mécaniques	de 0,10 à 0,50 p.p.m.
Craquelures de croissance	plus de 2,00 p.p.m.

L.J. ASHWORTH et B.C. LANGLEY indiquent que l'aflatoxine peut se former, avant la récolte, dans les amandes des gousses attaquées uniquement par les champignons, notamment Rhizoctonia (Corticium) solani, ou par les champignons et les insectes ensemble .

Au SENEGAL, la toxicité est toujours plus élevée dans les gousses endommagées que dans les gousses intactes. Généralement, les gousses intactes et de couleur claire sont indemnes d'aflatoxine ; les gousses intactes, mais tachées présentent une faible teneur tandis que les gousses noires endommagées ont normalement une teneur supérieure à 2 p.p.m.

Cependant, dans des lots très toxiques, toutes les catégories de gousses peuvent être toxiques. Les teneurs se répartissent alors de la façon suivante :

gousses apparemment saines	: environ 0,5 p.p.m.
gousses perforées par les insectes	: " 2,5 p.p.m.
gousses coupées	: de 10 à 20 p.p.m.
gousses fortement ouvertes	: de 5 à 100 p.p.m.
gousses jaune verdâtre	: plus de 100 p.p.m.

ASPECT DE L'AMANDE ET TOXICITE.

En règle générale, on admet que les amandes d'aspect sain sont exemptes d'aflatoxine. Cependant, dans des lots très toxiques, qui ont été séchés lentement, les amandes apparemment saines donnent des toxicités élevées. Sur 4 analyses faites sur un lot trié, les graines extérieurement saines ont donné les toxicités suivantes : 0,1 à 0,25 p.p.m. ; 0,25 à 0,50 p.p.m. ; 0,5 à 1 p.p.m. ; et 2,5 à 5,0 p.p.m. En ouvrant les graines pour rechercher les "vices cachés", puis en éliminant les amandes dont la face interne des cotylédons est tachée, la toxicité moyenne se trouve réduite à 0,1 - 0,25 p.p.m.

Selon H.W. SCHROEDER et L.J. ASHWORTH, les amandes apparemment saines, provenant de gousses endommagées contiennent entre 0,5 et 1,0 p.p.m. d'aflatoxine. Les amandes tachées et de même origine renferment plus de 2 p.p.m.

Les graines présentant un aspect jaune-verdâtre, soit extérieurement, soit seulement à l'intérieur des cotylédons sont les plus toxiques et leur teneur en aflatoxine peut atteindre jusqu'à 1 000 p.p.m. Par contre, la toxicité des graines tachées qu'elles soient de couleur foncée à la suite d'attaques primaires de Macrophomina phaseoli ou de Botryodiplodia theobromae ou de couleurs claires (attaques de Fusarium sp., de Corticium solani ou de bactéries) présentent des teneurs en aflatoxine très variables.

ASPECT DES LOTS ET TOXICITE

La majeure partie des lots examinés après séchage à l'air libre renferment un pourcentage de gousses endommagées compris entre 2 et 8%. Les lots fortement toxiques (de 5 à 10 p.p.m.) se rencontrent aussi bien dans les échantillons présentant peu de gousses endommagées que dans les autres.

La toxicité ne semble pas liée au degré de maturité des gousses évaluée d'après l'aspect plus ou moins foncé de l'intérieur de la coque, ni au rendement au décorticage qui variait de 68 à 75%. En 1965, nous n'avons pas eu l'occasion d'examiner des lots contenant beaucoup de petites graines ridées ; ces échantillons avaient donné des teneurs élevées en aflatoxine en 1964.

RECHERCHE DE L'INFECTION PAR A. FLAVUS

La connaissance de l'époque et de l'importance de l'infection des graines, des coques et peut-être de la plante entière est une condition nécessaire pour élucider les causes de l'apparition de la toxicité afin d'en prévenir la formation. Plusieurs études dont les principales sont rapportées ci-dessous ont été réalisées sur ce sujet.

Au Texas, D.C. NORTON et al. (1956) a étudié l'infection des gousses et des graines d'arachides durant les six dernières semaines précédant l'arrachage.

Sur les gousses, six semaines avant la récolte, on observe que :

- 0,3% sont couvertes d'un feutrage mycélien
- 6,4% présentent des taches couvrant 50 à 100% de la surface
- 24,8% " " " " 1 à 50% " "
- 66,6% sont apparemment saines (pas de taches, ni de craquelures)
- 1,9% sont craquelées (sans taches)

Des gousses apparemment saines, désinfectées superficiellement 3 minutes dans une solution de bichlorure de mercure à 1%, puis rincées à l'eau stérile ont été mises en culture en boîte de Pétri sur milieu nutritif. 94% d'entre elles ont donné des champignons dont les plus fréquents étaient A. flavus et A. niger.

Des amandes d'aspect sain, prélevées dans des gousses saines ont été récoltées durant les 6 semaines précédant la récolte, puis désinfectées en surface et mises en culture sur milieu nutritif. Les taux d'infection suivants ont été obtenus (sur 100 graines).

<u>Date du prélèvement</u> (nombre de semaines avant la récolte)	<u>% d'amandes donnant des</u> <u>champignons</u>
6	11
5	29
4	54
3	8
1	9

Au total, sur 500 graines, 111, soit 22% ont révélé la présence de champignons parmi lesquels l'A. flavus dominait (79,3% du total). Une expérience similaire, réalisé en un autre endroit a donné des taux d'infection du même ordre, avec la différence que l'A. niger était l'espèce dominante. L'examen microscopique de la face interne des cotylédons a souvent révélé la présence de mycélium. Sur des arachides conservées en magasin, D.C. NORTON et al. ont trouvé que 27,4% des graines apparemment saines renfermaient des champignons.

C.R. JACKSON en Géorgie (1965) recherchant les points d'infection dans les amandes procède de la manière suivante. Après décorticage manuel, on désinfecte superficiellement les graines, on enlève la pellicule et on sépare les cotylédons qui sont alors mis en culture, la face interne plane vers le haut, sur du papier stérile humide maintenu à 26-28° C.

Sur 455 graines de la variété Early Runner, 386 cotylédons sont infectés avec une moyenne de 1,2 point d'infection par demi-graine. L'infection se situe de la façon suivante : 55% dans la zone radicule-plumule, 26% sur les bords à la jonction des surfaces planes et convexes. Dans un second essai, sur 1210 graines, 309 cotylédons étaient atteints. La plupart des champignons rencontrés appartiennent aux genres Aspergillus, Penicillium, Rhizopus et Fusarium.

Aux Etats-Unis, dans une région où les pluies abondantes et bien réparties ont été favorables au bon développement de l'arachide, U.L. DIENER a obtenu les taux d'infection suivants : Les champignons ont été répartis en 3 catégories : A. flavus (A), champignons se développant pendant le stockage (B) et champignons présents pendant la culture au champ (C).

Répartition de l'infection des amandes et des gousses selon le degré de maturité.

Etat des gousses	Teneur en eau des amandes.	POURCENTAGE D' INFECTION					
		des amandes			des gousses		
		A	B	C	A	B	C
Immatures	48,4	0	19	52	1	62	87
Mûres	29,5	2	13	28	9	50	74
Sur-mûrés	27,1	8	25	72	55	39	57

Selon l'état des coques, les pourcentages suivants d'infection par A. flavus ont été observées sur les graines mûres.

Etat de la gousse	% d'infection d' <u>A. flavus</u> dans les amandes
Gousses saines	2,5
" attaquées par des nématodes ou des insectes.	4,0
Gousses attaquées par des champignons	2,5
Gousses craquelées	1,0

L.J. ASHWORTH et B.C. LANGLEY ont observé dans les amandes provenant de gousses saines ou endommagées les taux d'infection suivants (en %).

Champignons observés	Gousses saines	Gousses endommagées par		
		Rhizoctonia solani	R. solani + larves d'insectes.	des craquelures
R. solani	0,0	4,2	11,3	-
A. flavus	0,4	2,9	10,7	20,0

Au Nigéria, l'estimation des taux d'infection comporte le relevé des colonies fongiques qui se développent sur les amandes entières, déposées aseptiquement dans des boîtes de Pétri remplies de sable stérile humide.

Les taux d'infection observés par D. McDONALD et al., sur les arachides de la région de KANO sont très faibles, ainsi que le montre le tableau suivant :

<u>Jours après l'arrachage</u>	<u>Nbre d'amandes examinées</u>	<u>Gousses saines</u>		<u>Gousses attaquées</u>	
		<u>A. flavus</u>	<u>Autres champignons</u>	<u>A. flavus</u>	<u>autres champignons</u>
0	300	0	0	0	0
2	400	0	0	0	6,75%
4	1200	0	0,08%	0	5,50%
6	1200	0	2,5%	0	3,58%
8	900	0	0	0	4,11%
10	1100	0	1,00%	0,19%	3,63%

Au SENEGAL, les taux de contamination interne des graines, obtenus en déposant des amandes entières sur maltea gelosé varient de 2,5 à 12,5, (D. BOUHOT). D'autres essais ont été poursuivis ; il semble que la contamination soit faible et que les taux de contamination varient indépendamment des toxicités.

Il apparait que les taux d'infection varient beaucoup selon les pays et aussi suivant les techniques employées. Nous pensons que la méthode employée par C.R. JACKSON (mise en culture aseptique de demi-graines) est préférable à l'emploi de graines entières. En effet, la graine intacte peut inhiber le développement de nombreux champignons parasites.

C O N C L U S I O N S

Du fait que la toxicité présente une répartition irrégulière et au hasard, les résultats obtenus doivent être considérés encore comme provisoires.

Parmi les études à poursuivre ou à entreprendre, nous retiendrons :

1) l'examen de l'évolution de la toxicité et de l'infection des graines dans les dernières semaines précédant la récolte.

2) la poursuite des traitements fongicides et insecticides du sol, en cours de végétation et notamment vers la fin du cycle. Ces traitements doivent diminuer le nombre des gousses attaquées, qui sont les plus toxiques.

3) l'apport d'un complément d'eau si une sécheresse prolongée se manifeste en fin de végétation.

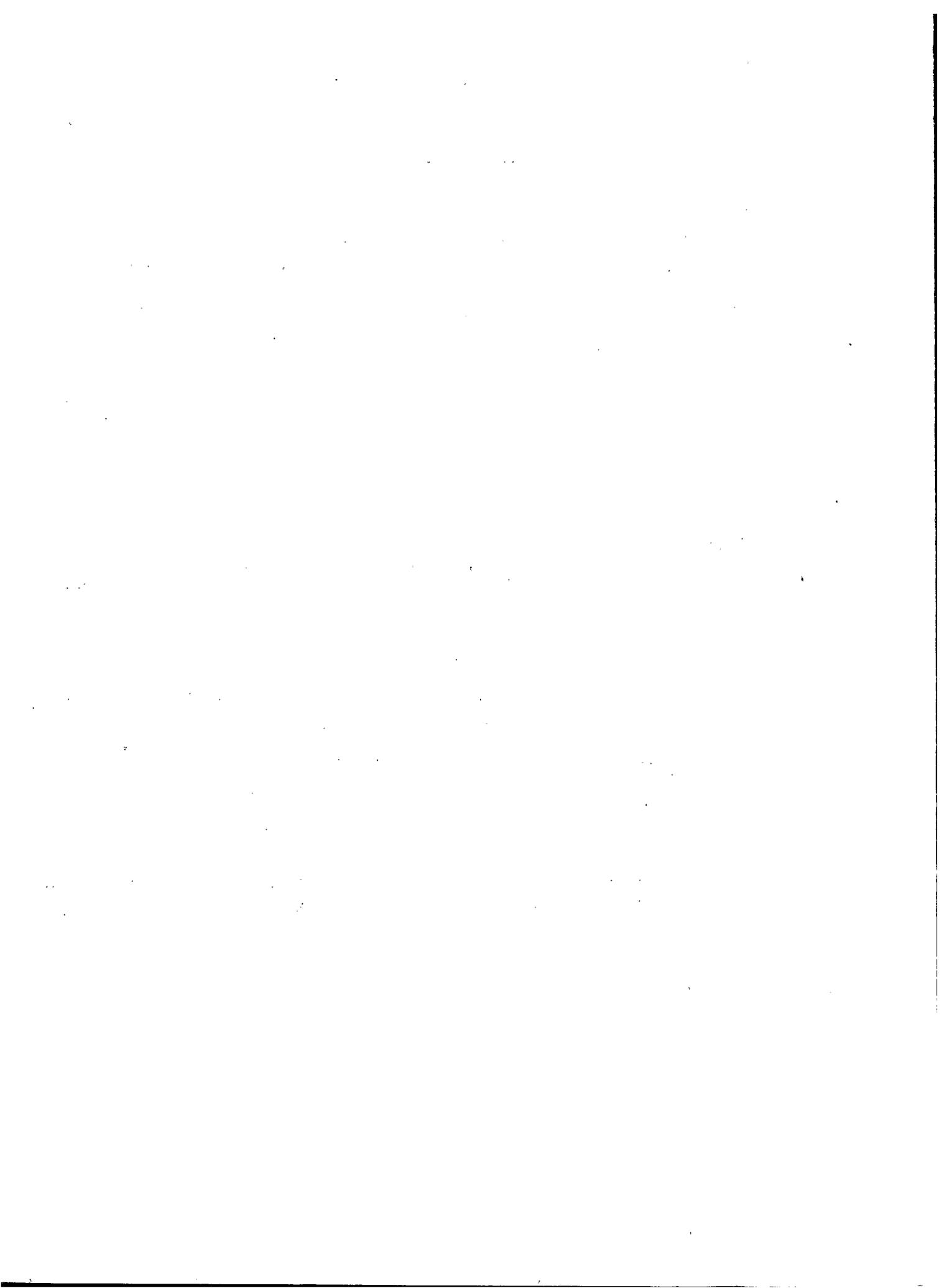
- Plusieurs indices (toxicité aussi élevée dans les zones du Nord du Sénégal que dans le Sud, développement de l'A. flavus sous des humidités relativement basses) faisaient supposer que la toxicité apparaît dans des conditions plutôt sèches.

4) la relation existant entre l'aspect des gousses et la toxicité.

5) la répartition de la toxicité plante par plante.

- On admet généralement que la toxicité est liée à un très petit nombre de graines, mais ces graines sont-elles dispersées sur plusieurs plantes ou réunies sur un même pied ? On sait que plusieurs mycotoxines et notamment celles de l'A. flavus peuvent être absorbées par les racines et véhiculées dans tous les tissus de la plante. Si l'on trouve des plantes très toxiques, sans que plusieurs graines présentent des infections fongiques, il faudra admettre que l'aflatoxine peut se trouver dans la plante entière et passer dans les graines.

La lutte contre les toxines de l'arachide semble donc sous les conditions du Sénégal plus difficile qu'on ne l'envisageait précédemment ; mais l'accroissement de nos connaissances devraient conduire à la recommandation de mesures de lutte efficace.



BIBLIOGRAPHIE

- Grain storage newsletter and abstracts - 7-4 p. 105-106 - 1965 -
- ASHWORTH (L.J) . B.C. LANGLEY - The relationship of pod damage to kernel damage by molds in Spanish peanut - Plant Dis.Reptr. 48 p.875-878 -1964-
- BUSHNELL (D.G) The incidence of aflatoxin in the Rhodesian groundnut crop - Rhodesia Agricultural Journal -62- 5 - p. 94-98 - 1965 -
- DIENER (U.L) Invasion of peanut pods in the soil by *Aspergillus flavus* - Plant Dis. Rept. 49, 11, p.931-935 - 1965 -
- FRAYSSINET & LAFONT
Les mycotoxines : un nouvel aspect de l'hygiène des aliments.
Cahiers de nutrition et de diététique -1- 1 p.21-29 -1966-
- GOARIN (P) . GOARIN (S.) . DELASSUS (M.)
Les mycotoxines des produits agricoles au Sénégal - Travaux
1964-65 - IRAT SENEGAL - 33 p. - 1965 -
- JACKSON (C.R) Sites of fungal infection in peanut kernels -
Phytopathology - 55-5 p.499 -1965-
- KOEHLER (B) . WOODWORTH (C.M)
Corn-seedling virescence by *Aspergillus flavus* and *A. tamarii* -
Phytopathology 28 - p.811-823, 1938.
- Mc DONALD (D) . HARKNESS (C) . STONEBRIDGE (W.C.)
Growth of *Aspergillus flavus* and Production of aflatoxine in
groundnuts Part VI- Tropical Science, 6-3, p.131-154 - 1964 -
- Mac DONALD (D) . HARKNESS (C)
Growth of *Aspergillus flavus* and Production of Aflatoxin in
groundnuts -Part VIII-Tropical Science-7,3 p-122-137 - 1965 -
- NORTON (D.C) . MENON (S.K) . FLANGAS (L.A)
Fungi associated with unblemished Spanish Peanuts in Texas -
Plant Disease Reporter -40-5 p.374-376 - 1956 -
- SCHROEDER (H.W) . ASHWORTH (L.J)
Aflatoxins in Spanish peanuts in relation to pod and kernel
condition. Phytopathology 55- 4- p.464-465.
- TOURY (J.) . GIORGI (R.) . MARTINEAUD (M.)
Recherches sur l'aflatoxine au cours de la campagne agricole
1964-65 - ORANA 14 - 1965 - RONEO



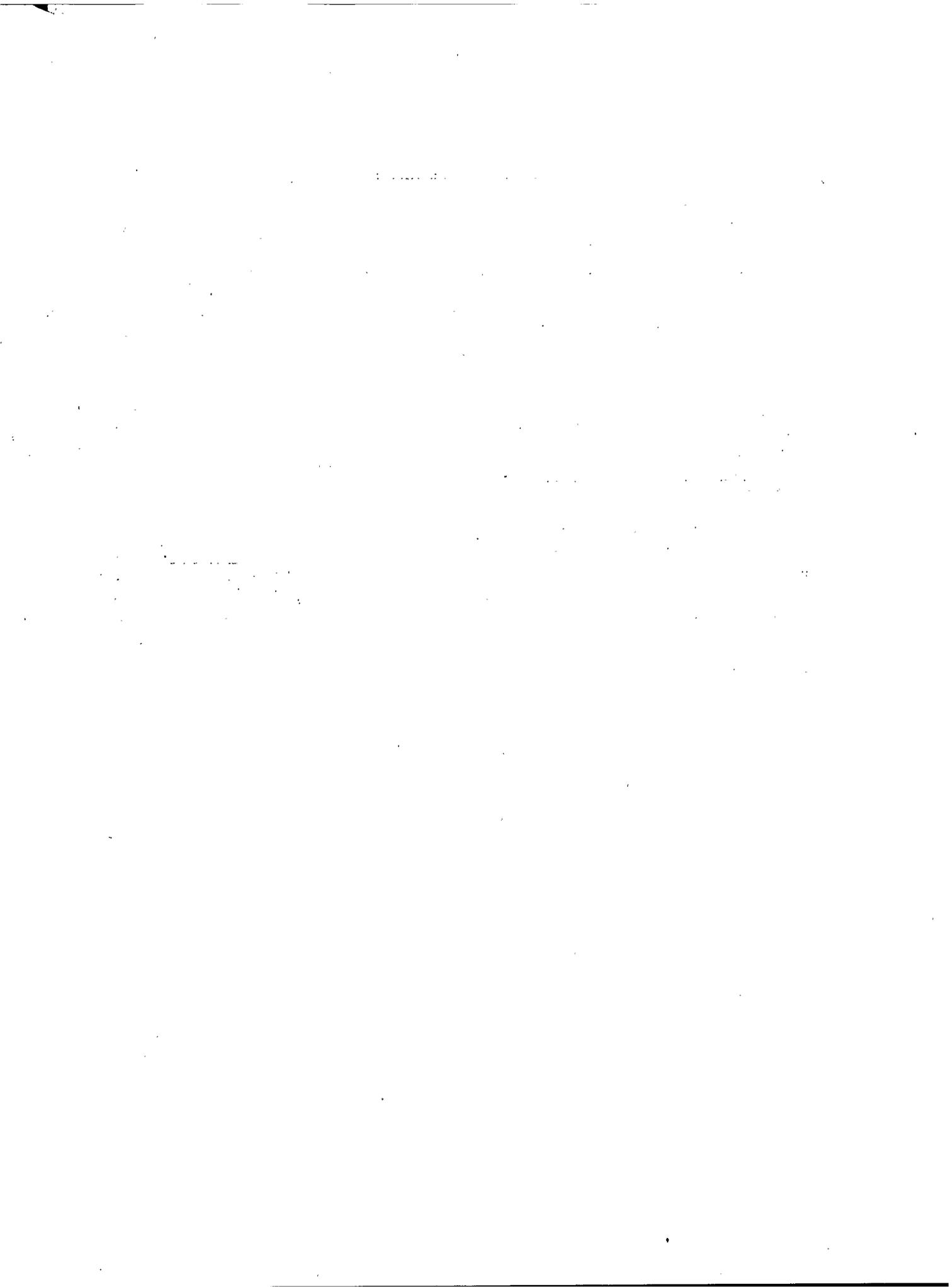
MYCOTOXINES

L'étude des propriétés toxiques des principaux champignons et bactéries attaquant les graines d'arachide et de sorgho a été entreprise en liaison avec l'ORANA. Le rôle du C.R.A. de Bambey consiste à isoler les parasites et à infecter en culture pure quelques lots d'arachides et de sorgho. Lorsque les champignons ou les bactéries ont envahi abondamment les graines, les échantillons sont séchés, puis passés à l'ORANA qui effectuent les tests physico-chimiques (fluorescence) et les tests biologiques sur canetons.

Ces travaux ont pour but de voir si des microorganismes autres que l'Aspergillus flavus sont susceptibles de donner des fluorescences identiques à celles de l'aflatoxine. On a pu constater que les fluorescences, de R_f inférieur à celui de l'aflatoxine, déjà rencontrées au cours d'analyses ultérieures proviennent des graines atteintes par le Botryodiplodia theobromae. Jusqu'à présent, aucun parasite n'a donné des fluorescences identiques à celles de l'aflatoxine.

Certaines graines d'arachide, infectées par des bactéries présentent une coloration jaunâtre se rapprochant des teintes que donne l'A. flavus. Dans ce cas, on remarque que l'aspect de la face interne des cotylédons est lisse, au lieu de présenter l'efflorescence jaunâtre ou vert jaunâtre, formée par les fructifications de l'A. flavus. Ces graines, infectées par les bactéries ne sont pas toxiques.

Les travaux recherchant une éventuelle toxicité, vis à vis du caneton, des graines infectées par les parasites les plus courants se poursuivent à l'ORANA.



MALADIES DU S O R G H O

Les principales maladies du sorgho, observées l'an passé ont été retrouvées cette année, mais les taux d'attaque sont sensiblement différents d'une année à l'autre. La maladie la plus importante est et reste le charbon couvert.

Charbon couvert dû à *Sphacelotheca sorghi*

Cette maladie a été observée dans toutes les régions parcourues et notamment dans les zones de Bambey, de Thiès, de Boulel et de Sedhiou. Sur certaines plantations, le quart de la récolte est détruit et en moyenne les attaques ont été de beaucoup supérieures à celles observées l'an passé.

Les symptômes apparaissent au moment de la formation des graines; les ovaires des fleurs atteintes donnent naissance à de petits sacs allongés, coniques, dépassant les glumes. Ces formations de taille variable selon les endroits, les unes petites de 4 à 6 mm de long sur 2 ou 3 mm de large, les autres plus grandes de 5 à 12 mm de long sur 3 à 5 mm de large sont entourées d'une membrane blanchâtre à la base et brun rougeâtre au sommet. Elles renferment une poussière noirâtre qui correspond aux spores du champignon. Les sacs s'ouvrent à maturité suivant une calotte circulaire voisine du sommet. Dans une même panicule, tous les grains sont généralement atteints, mais on rencontre aussi des épis où l'attaque n'est que partielle.

L'infection se réalise entre le début de la germination et la levée des jeunes plants. Le mycélium devient systémique et gagne les méristèmes.

La méthode de lutte la plus efficace, facile à réaliser et peu onéreuse consiste à désinfecter les semences.

Pratiquement une bonne désinfection des semences élimine totalement la maladie. Plusieurs fongicides ont été recommandés; les sels de cuivre, les organo-mercuriques et plusieurs autres fongicides organiques : thirame, captane, oxinate de cuivre, phygon, etc.. La dose d'emploi des fongicides organiques doit être d'environ 1 ‰ (1 pour mille) de produit, (elle sera inférieure pour l'oxinate de cuivre) représentant le rapport du poids de la matière active sur le poids de la semence. On recommande de traiter à la dose de 200 g par quintal, en employant donc une poudre fongicide à 50 ‰ de matière active. Les soufres de bonne finesse donnent également une excellente protection; ils présentent l'avantage d'un emploi facile, d'être bon marché et utile à la nutrition de la plante. La dose à utiliser est de 400 à 600 g de produit par quintal de semences.

On peut aussi utiliser le mélange fongicide insecticide (thirame-dieldrine) employé dans la désinfection des semences d'arachide. On doublera la dose recommandée pour cette plante.

Nous pensons que la pratique de la désinfection des semences de sorgho mérite au Sénégal d'être envisagée au même titre que l'on fait celle de l'arachide. Cette technique peu onéreuse est d'ailleurs couramment pratiquée tant dans les pays de culture intensive que ceux de culture extensive. (Inde par exemple).

Charbon allongé dû à *Tolyposporium ehrenbergii*

Comme l'année dernière, ce charbon n'a qu'une répartition restreinte (région de Bambey); il n'atteint qu'un petit nombre de grains par épis.

Les grains attaqués, dispersés sur la panicule sont transformés en de grosses sores cylindriques, de 3 à 8 mm de large sur 25 à 40 mm de long. Ces formations droites ou arquées sont limitées d'une membrane blanc jaunâtre qui entourent un ensemble de longs filaments noirs. A maturité, la partie terminale du sore se déchire et libère les spores du champignon qui se présentent sous forme d'une fine poussière noirâtre.

L'infection se fait par l'air au moment de la floraison.

L'importance des dégâts occasionnés par ce charbon ne justifie pas la mise en place de mesure de lutte spéciale.

Charbon de la panicule dû à *Sphacelotheca reiliana*

Ce charbon très rare au Sénégal attaque la panicule du sorgho dans sa totalité. Celle-ci se transforme en un grand sac globuleux à ovale pouvant atteindre 15 cm de long sur 5 à 10 de large.

Maladie des tiges -

Dans de nombreuses plantations, il est fréquent d'observer le flétrissement de quelques plants, disséminés au hasard. Les feuilles ont perdu leur turgescence et sont assez souvent marquées de fines raies rouges, s'étendant sur toute la longueur de la feuille. Si on fend la tige dans le sens longitudinal, on remarque également des stries rouges qui vont de la base jusqu'au sommet. Les faisceaux vasculaires sont fréquemment envahis par un mycélium hyalin, assez abondant. En culture, ce mycélium toujours hyalin, poudreux, fructifie abondamment en donnant des spores unicellulaires, exceptionnellement bi-cellulaires et mesurant 6-10 x 2-3 μ . Il s'agit probablement d'un *Cephalosporium*, on sait que ce champignon peut déterminer un flétrissement du sorgho.

Moisissures des grains

Plusieurs champignons appartenant notamment aux genres Fusarium, Curvularia, Helminthosporium, Cladosporium se développent sur les grains en cours de maturation. Les dégâts sont particulièrement importants durant les années humides. Certaines variétés sont également plus atteintes. Les seules méthodes de lutte à employer consistent à cultiver des variétés peu sensibles, ou à faire coïncider les temps de maturation avec des époques peu humides.

C O N C L U S I O N S

Les actions phytosanitaires, en dehors de la lutte contre les insectes doivent être centrées sur la désinfection des semences qui permettra d'éliminer le charbon couvert dont les dégâts sont importants.

Il y a lieu également de se prémunir contre l'introduction du Sclerospora sorghi qui existe au Soudan, au Congo Léopoldville, au Nigéria, en Egypte, en Tanzanie, en Uganda, en Somalie et en Afrique du Sud. Les jeunes semis malades présentent des feuilles étroites, jaune pâle, recouvertes sur leur deux faces d'une efflorescence blanchâtre correspondant aux fructifications du champignon. Par la suite, on observe des nécroses linéaires sur les feuilles, ainsi que le rabougrissement des plants.

Les semences provenant des pays contaminés devront être soigneusement désinfectées. WESTON conseille de mouiller les graines à l'alcool, puis de les traiter à l'acide sulfurique concentré pendant 5 minutes et de les laver abondamment ensuite. Les spores du Sclerospora sont détruites sans que les graines soient endommagées.

- BIBLIOGRAPHIE -

T.S. RAMAKRISHMAN - Diseases of millets - Indian Council of Agricultural Research - New Delhi - 1963 -152 p.

MALADIES DU PETIT MIL

En 1965, les maladies du petit mil ont été sensiblement identiques et ont eu à peu près la même importance économique qu'en 1964.

Les principales affections sont:

le charbon dû à Tolyposporium penicillariae
la virescence due à Sclerospora graminicola
l'ergot dû à Sphacelia sp.

Les descriptions de ces parasites ainsi que de l'agent pathogène ont été donné dans notre précédent rapport et nous ne donnerons ici que des indications complémentaires.

Le charbon constitue une gêne sérieuse pour la réussite des travaux de sélection qui nécessitent des autofécondations: les épis, enfermés dans des sacs en papier ou en polyéthylène, sous des humidités relatives élevées présentent alors de nombreux grains charbonnés - BHATT inoculant des épis pris à différents stades de développement, à savoir:

- 1° - lorsque l'épi est encore enfermé dans sa feuille
- 2° - à l'apparition des stigmates
- 3° - lorsque les stigmates sont parvenus à maturité
- 4° - au flétrissement des anthères

a obtenu respectivement pour chacun de ces stades les taux d'infection de 62,3 - 57 - 32 et 0. Le maximum d'infection s'obtient donc en inoculant l'épi, encore dans sa gaine. Dans un premier stade, nous avons envisagé de traiter les tiges, avec des poudrages de captane et de thirame pour nous assurer que les traitements réalisés vers les stades 1 et 2 indiqués ci-dessus ne sont pas phytotoxiques et n'empêchent ni la fécondation, ni la formation des grains. Suivant les résultats obtenus, on verra s'il est possible de traiter sans danger les lignées en cours de sélection.

La virescence est relativement rare dans l'ensemble du Sénégal. A Bambe, les quelques lignées particulièrement sensibles s'éliminent d'elles mêmes car elles ne donnent aucune production - L'agent pathogène, produisant des symptômes semblables à ceux observés sur le Mil cultivé (Pennisetum typhoides) a été observé sur quelques touffes de P. violaceum, graminée très répandue dans la flore spontanée du Sénégal central.

- BIBLIOGRAPHIE -

T.S. RAMAKRISHNAN - Diseases of Millets - Indian Council of Agricultural Research - New Delhi - 1963 - 152 p.