

UNIVERSITE CHEIKH ANTA DIOP DE DAKAR

-----  
ECOLE INTER-ETATS DES SCIENCES ET MEDECINE VETERINAIRES  
-----  
(E.I.S.M.V.)



Année 1996

N°20

CONTRIBUTION A L'ETUDE DE L'EVALUATION DE  
L'EFFICACITE DE LA PROTECTION VACCINALE ET  
VERIFICATION DE L'EFFET POSITIF DU  
DEPARASITAGE SUR LA REPOSE IMMUNITAIRE EN  
AVICULTURE TRADITIONNELLE DANS LES REGIONS  
DE KAOLACK ET DE FATICK (SENEGAL)

THESE

Présentée et soutenue publiquement le 31 Juillet 1996 devant la Faculté de  
Médecine et de Pharmacie de Dakar pour obtenir le grade de Docteur Vétérinaire  
(DIPLOME D'ETAT)

Par

**EVALI Djimi**  
(Cameroun)

JURY

- 
- Président** : **Monsieur Ibrahima WONE**  
Professeur à la Faculté de Médecine et de Pharmacie de  
Dakar
- Rapporteur de Thèse** : **Monsieur Charles KONDI AGBA**  
Maître de Conférences Agrégé à l'E.I.S.M.V de Dakar.
- Membres** :
- Madame Sylvie GASSAMA/SECK**  
Maître de Conférences Agrégé à la Faculté de Médecine  
et de Pharmacie de Dakar
- Monsieur Germain Jérôme SAWADOGO**  
Professeur Agrégé à l'E.I.S.M.V. de Dakar
- Directeur de Thèse** : **Monsieur Yalacé Yamba KABORET**  
Maître-Assistant à l'E.I.S.M.V.
- Co-Directeur** : **Mademoiselle Brigitte ARBELOT**  
Docteur Vétérinaire au L.N.E.R.V. de Dakar

**ECOLE INTER-ETATS DES SCIENCES  
ET MEDECINE VETERINAIRES**



~\*~

**ANNEE UNIVERSITAIRE 1995-1996**

~\*~

**COMITE DE DIRECTION**

**1. LE DIRECTEUR**

- Professeur François Adébayo ABIOLA

**2. LE DIRECTEUR ADMINISTRATIF  
ET FINANCIER**

- Monsieur Jean Paul LAPORTE

**3. LES COORDONNATEURS**

- Professeur Malang SEYDI  
Coordonnateur des Etudes
- Professeur Justin Ayayi AKAKPO  
Coordonnateur des Stages et Formation  
Post-Universitaires
- Professeur Germain Jérôme SAWADOGO  
Coordonnateur Recherche-Développement

# 1. PERSONNEL ENSEIGNANT EISMY

## A. DEPARTEMENT SCIENCES BIOLOGIQUES ET PRODUCTIONS ANIMALES

### CHEF DU DEPARTEMENT

Professeur ASSANE MOUSSA

## S E R V I C E S

### 1. - ANATOMIE-HISTOLOGIE-EMBRYOLOGIE

Kondi Charles AGBA  
Mamadou CISSE

Maître de Conférences Agrégé  
Moniteur

### 2. - CHIRURGIE - REPRODUCTION

Papa El Hassane DIOP  
Mame Balla SOW  
Ali KADANGA

Professeur  
Moniteur  
Moniteur

### 3. - ECONOMIE RURALE ET GESTION

Cheikh LY  
Hélène FOUCHER (Mme)  
Marta RALALANJANAHARY (Mlle)

Maître-Assistant  
Assistante  
Monitrice

### 4. - PHYSIOLOGIE-THERAPEUTIQUE-PHARMACODYNAMIE

ASSANE MOUSSA  
Christian NGWE ASSOUMOU  
Mouhamadou CHAIBOU

Professeur  
Moniteur  
Moniteur

### 5. - PHYSIQUE ET CHIMIE BIOLOGIQUES ET MEDICALES

Germain Jérôme SAWADOGO  
Jean Népomuscène MANIRARORA  
Soulèye Issa NDIAYE

Professeur  
Docteur Vétérinaire Vacataire  
Moniteur

### 6. - ZOOTECHNIE-ALIMENTATION

Gbeukoh Pafou GONGNET  
Ayao MISSOHOU  
Roland ZIEBE

Maître-Assistant  
Maître-Assistant  
Moniteur

**B. DEPARTEMENT SANTE PUBLIQUE ET ENVIRONNEMENT**

**CHEF DE DEPARTEMENT**

Professeur Louis Joseph PANGUI

**S E R V I C E S**

**1. - HYGIENE ET INDUSTRIE DES DENREES ALIMENTAIRES  
D'ORIGINE ANIMALE (H I D A O A)**

|                         |                               |
|-------------------------|-------------------------------|
| Malang SEYDI            | Professeur                    |
| Mouhamadoul Habib TOURE | Moniteur                      |
| Mamadou DIAGNE          | Docteur Vétérinaire Vacataire |

**2. - MICROBIOLOGIE-IMMUNOLOGIE-PATHOLOGIE INFECTIEUSE**

|                          |                   |
|--------------------------|-------------------|
| Justin Ayayi AKAKPO      | Professeur        |
| Rianatou ALAMBEDJI (Mme) | Maître-Assistante |
| Kokouvi SOEDJI           | Moniteur          |

**3. - PARASITOLOGIE-MALADIES PARASITAIRES  
ZOOLOGIE APPLIQUEE**

|                     |                               |
|---------------------|-------------------------------|
| Louis Joseph PANGUI | Professeur                    |
| Morgan BIGNOUMBA    | Moniteur                      |
| Alexandre GITEGO    | Docteur Vétérinaire Vacataire |

**4. - PATHOLOGIE MEDICALE-ANATOMIE PATHOLOGIQUE  
CLINIQUE AMBULANTE**

|                      |                               |
|----------------------|-------------------------------|
| Yalacé Yamba KABORET | Maître-Assistant              |
| Pierre DECONINCK     | Assistant                     |
| Balabawi SEIBOU      | Moniteur                      |
| Hamman ATKAM         | Moniteur                      |
| Félix Cyprien BIAOU  | Docteur Vétérinaire Vacataire |

**5. - PHARMACIE - TOXICOLOGIE**

|                         |            |
|-------------------------|------------|
| François Adébayo ABIOLA | Professeur |
| Papa SECK               | Moniteur   |

## **II. - PERSONNEL VACATAIRE (Prévu)**

### **. Biophysique**

**Sylvie GASSAMA (Mme)**

**Maître de Conférences Agrégé  
Faculté de Médecine et de Pharmacie  
UCAD**

### **. Botanique**

**Antoine NONGONIERMA**

**Professeur  
IFAN  
UCAD**

### **. Agro-Pédologie**

**Alioune DIAGNE**

**Docteur Ingénieur  
Département «Sciences des Sols »  
Ecole Nationale Supérieure  
d'Agronomie (ENSA)  
THIES**

### III. - PERSONNEL EN MISSION (Prévu)

#### . Parasitologie

- Ph. DORCHIES

Professeur  
ENV - TOULOUSE

- M. KILANI

Professeur  
ENMV - SIDI THABET

#### . Anatomie Pathologie Générale

- G. VANHAVERBEKE

Professeur  
ENV - TOULOUSE

#### . Pathologie du Bétail

- Th. ALOGNINOUBA

Professeur  
ENV - LYON

#### . Pathologie des Equidés et Carnivores

- A. CHABCHOUB

Maître de Conférences Agrégé  
ENMV - SIDI THABET

#### . Zootechnie-Alimentation

- A. BEN YOUNES

Professeur  
ENMV - SIDI THABET

#### . Dénutrition

- J. ROZIER

Professeur  
ENV - ALFORT

- A. ETTRIQUI

Professeur  
ENMV - SIDI THABET

**. Physique et Chimie  
Biologiques et Médicales**

**- P. BENARD**

**Professeur  
ENV - TOULOUSE**

**. Pathologie Infectieuse**

**- J. CHANTAL**

**Professeur  
ENV - TOULOUSE**

**. Pharmacie-Toxicologie**

**- L. EL BAHRI**

**Professeur  
ENMV - SIDI THABET**

**- G. KECK**

**Professeur  
ENV LYON**

**. Chirurgie**

**- A. CAZIEUX**

**Professeur  
ENV - TOULOUSE**

**. Obstétrique**

**- MAZOUZ**

**Maître de Conférences  
IAV Hassan II - RABAT**

## **IV - PERSONNEL ENSEIGNANT C P E V**

### **1 - MATHEMATIQUES**

Sada Sory THIAM

Maître-Assistant  
Faculté des Sciences et Techniques  
UCAD - DAKAR

#### **. Statistiques**

Ayao MISSOHO

Maître-Assistant  
EISMV - DAKAR

### **2 - PHYSIQUE**

Issakha YOUM

Maître de Conférences  
Faculté des Sciences et Techniques  
UCAD - DAKAR

#### **. Chimie Organique**

Abdoulaye SAMB

Professeur  
Faculté des Sciences et Techniques  
UCAD - DAKAR

#### **. Chimie Physique**

Serigne Amadou NDIAYE

Maître de Conférences  
Faculté des Sciences et Techniques  
UCAD - DAKAR

Alphonse TINE

Maître de Conférences  
Faculté des Sciences et Techniques  
UCAD - DAKAR

#### **. Chimie**

Abdoulaye DIOP

Maître de Conférences  
Faculté des Sciences et Techniques  
UCAD - DAKAR



### 3- BIOLOGIE

#### . Physiologie Végétale

Papa Ibra SAMB

Chargé d'Enseignement  
Faculté des Sciences et Techniques  
UCAD - DAKAR

Kandioura NOBA

Maître-Assistant  
Faculté des Sciences et Techniques  
UCAD - DAKAR

### 4 - BIOLOGIE CELLULAIRE

#### . Reproduction et Génétique

Omar THIAW

Maître de Conférences  
Faculté des Sciences et Techniques  
UCAD - DAKAR

### 5- EMBRYOLOGIE et ZOOLOGIE

Bhen Sikina TOGUEBAYE

Professeur  
Faculté des Sciences et Techniques  
UCAD - DAKAR

### 6 - PHYSIOLOGIE ET ANATOMIE COMPAREES DES VERTEBRES

Cheikh Tidiane BA

Chargé d'enseignement  
Faculté des Sciences et Techniques  
UCAD - DAKAR

### 7 - BIOLOGIE ANIMALE

D. PANDARE

Maître-Assistant  
Faculté des Sciences et Techniques  
UCAD - DAKAR

Absa Ndiaye GUEYE (Mme)

Maître-Assistante  
Faculté des Sciences et Techniques  
UCAD - DAKAR

8 - ANATOMIE ET EXTERIEUR  
DES ANIMAUX DOMESTIQUES

Charles Kondi AGBA

Maître de Conférences Agrégé  
EISMV - DAKAR

9 - GEOLOGIE

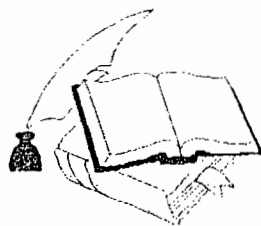
A. FAYE  
R. SARR

Facultés des Sciences et Techniques  
UCAD - DAKAR

10 - TP

Maguette MBOW (Mlle)

Monitrice



**Louange à Toi, Dieu vivant, pour les grâces que tu m'accordes à travers mes épreuves. Accueille mes louanges comme un sacrifice agréable pour ta gloire. Je compte sur toi, Père Eternel et Bon.(I S 40, 29-31).**

**JE DEDIE CE TRAVAIL ...**

## **A DIEU LE TOUT- PUISSANT**

Aux feux Justine DANG, Anne ENDOMBA, Marguerite KAKBOUT,  
Arsin MOAPOUM, LAZARE, BERTRAND  
Que la terre vous soit légère.

## **A MES PARENTS**

L'amour que vous avez manifesté pour nous a toujours été plus fort que vous.

Grâce à votre intelligence et votre rigueur vous nous avez donné une éducation à jamais exemplaire.

Que ce modeste travail soit le fruit de vos labeurs.

## **A LA FAMILLE EMINI.**

Les mots me manquent pour exprimer l'exemple que vous incarnez pour nous. Votre honnêteté, votre générosité, votre amour familiale restera pour nous un livre de code.

Trouvez ici toute ma reconnaissance.

## **AUX FAMILLES**

Jean-Pierre, Kombang, ABATH, ATEBA, ELANGA, ZANGBWALLA.  
Je n'ai jamais douté que nous formons une seule personne. Nous sommes les produits d'un modèle de machine imbu de hautes valeurs humaines.  
Nous nous aimons plus que nous pouvons l'exprimer.  
Ce travail est le votre.

## **A MES FRERES ET SOEURS**

Victor MENGALA, Jeanne MEKOU, Marie-Thérèse, Mekinda, Etienne, Jeudis, Boudo, Feembang...

Trouvez ici l'expression de mon affectueux attachement à la famille.

## **A toute la famille ZANGBALLA**

A René ZE NGUELE, ancien Ministre :  
Profonde gratitude.

## **A la famille ELAME**

Pour votre hospitalité et vos enseignements  
Sincère reconnaissance.

**A Emmanuel MBANE ;**

Pour vos conseils et votre aide : sincère reconnaissance

**A mes frères et amis ;**

Pour votre soutien et votre générosité, soyez assurés de toute ma reconnaissance.

**A mes oncles , tantes, cousins et cousines**

A la famille MEBONDE

A Rachel MOUELE et CLIVI

A la famille Loulanda

A tous mes amis du monde entier

**A Estelle Aurore HOUENOU**

Pour ton amour sincère  
profonde gratitude

A mes aînés

A toute la "CAVESTAS"

A toute la 23<sup>e</sup> promotion

A tous les étudiants et stagiaires Camerounais au Sénégal

Aux Docteurs ZOA, OLLOY, NEPOMICENE

**A Christian NGWE ASSOUME**

Pour ta simplicité et ta générosité  
Profonde reconnaissance

A tous les professeurs de l'EISMV.

**Au quartier AYENE**

**Au CAMEROUN**

**Au SENEGAL**

**A L'AFRIQUE**

# REMERCIEMENTS

## **Aux Docteurs Didier ROUILLE et Souley DIOUF**

Respectivement coordinateur et Directeur du Projet de Développement des Espèces à cycle court (PRODEC)

Les mots nous manquent pour vous exprimer ici toute notre reconnaissance.

Nous vous remercions d'avoir été les promoteurs de ce travail et du soutien matériel et financier que vous avez bien voulu nous apporter.

Que ce modeste travail puisse vous être utile.

Soyez assurés de notre profonde gratitude.

## **Au Docteur NADIA MEROUANI**

Vétérinaires Sans Frontières, Chef du PRODEC Volet 3A ( Mr KORY, Dr NDéne FAYE, Mlle Fatou ,Mr Alfred DANIFF et Mr Thierno)

Nous avons été profondément marqués par la rigueur et la disponibilité constantes avec lesquelles vous avez dirigé ce travail sur le terrain.

Votre contribution a été d'un effet déterminant.

Votre bonté et votre hospitalité font de vous un groupe très estimé.

Trouvez ici le témoignage de notre profonde reconnaissance.

## **A Monsieur Amadou CISSE,**

Coordonateur de Vétérinaires Sans Frontières de l'Afrique de l'Ouest.

Vos qualités humaines et votre simplicité nous ont marqué. Puisse ce modeste travail vous témoigner de notre profonde estime.

## **Au laboratoire de produits vétérinaires (LAPROVET) et son représentant à Dakar Monsieur Waly NIANE.**

Pour le concours inestimable que vous nous avez apporté et la réalisation de ce travail.

Toute notre gratitude.

## **Au LNERV**

Pour l'appui logistique que vous avez apporté à l'accomplissement de ce travail. Sincères remerciements.



**Au Docteur YALACE KABORET,**  
pour vos encouragements. Sincères remerciements.

**Au Docteur B.ARBELOT,**  
pour tous vos enseignements et votre disponibilité. Sincères  
remerciements.

**Au Service Régional de l'Elevage de Kaolack,**  
pour vos conseils et votre aide. Tous nos remerciements.  
A la Maison des Aviculteurs à Mbao

**A la famille SARR à Kaolack,**  
profonde gratitude.

**A tous les éleveurs des villages enquêtés.**  
Votre compréhension a été très déterminant pour la réalisation de ce modeste  
travail. Notre profonde gratitude.

**A Fatou TALL, Y. SAMB, M. THIOUNE, R.SARR, CISSOKHO,**  
Pour vos conseils, votre disponibilité et votre gentillesse, sincères  
reconnaisances

**Au Docteur Ly, THIONGANE du LNERV**

## A NOS MAÎTRES ET JUGES

### A Monsieur Ibrahima WONE

Professeur à la Faculté de Médecine et de Pharmacie de Dakar.  
Vous avez accepté avec beaucoup d'humilité de présider notre jury de thèse.  
Hommage respectueux.

### A Monsieur Charles Kondi AGBA

Professeur Agrégé à l'E.I.S.M.V de Dakar.  
Vos qualités humaines font de vous un homme très estimé.  
Vous avez accepté avec spontanéité de rapporter ce travail et de siéger à notre jury de thèse.  
Trouvez ici l'expression de notre profonde reconnaissance.

### A Monsieur Germain Jérôme SAWADOGO

Professeur Agrégé à l'E.I.S.M.V. de Dakar.  
Nous avons été touchés par votre simplicité, votre courtoisie et la spontanéité avec laquelle vous avez accepté de siéger dans notre jury de thèse.  
Vives remerciements

### A Madame Sylvie GASSAMA

Maître de conférences à la Faculté de Médecine et de Pharmacie de Dakar.  
Votre présence dans ce jury de thèse nous honore.  
Veuillez trouver ici l'expression de notre profonde admiration.

### A Monsieur Yalace Yamba KABORET

Maître-Assistant à l'E.I.S.M.V. de Dakar.  
Les mots sont bien peu de choses pour exprimer ce que nous vous devons. Vous nous avez guidé tout au long de ce travail avec grande attention.  
Trouvez ici notre profonde gratitude.

**A Mademoiselle Brigitte ARBELOT**

Docteur Vétérinaire au L.M.E.R.V. de Dakar.

Les mots nous manquent pour vous exprimer ici toute notre reconnaissance. Nous vous remercions d'avoir dirigé cette thèse avec la plus grande attention malgré vos multiples occupations.

Soyez assuré de notre profonde reconnaissance.

# LISTES DES TABLEAUX

TABLEAU I : Rendements moyens des principales cultures pour les cinq dernières années.

TABLEAU II : Production animale de 1988 -1994 et de 1986-1991

TABLEAU III : Propriétaire de volaille de brousse dans les régions de Kaolack et de Dakar.

TABLEAU IV : Quelques propriétés relatives des souches HB<sub>1</sub> et LASOTA

TABLEAU V : Modalités d'administration des vaccins à virus vivants :  
Méthode individuelle

TABLEAU VI : Modalités d'administration des vaccins à virus vivants :  
Méthode collective.

TABLEAU VII : Modalités d'administration de vaccins à virus inactivés

TABLEAU VIII : Zones d'études

TABLEAU IX : Nombre de volailles prélevées en fonction des campagnes de vaccination.

TABLEAU X : Nombre de volailles prélevées par lot à Fatick.

TABLEAU XI : Comparaison des populations vaccinées et non vaccinées.

TABLEAU XII : Comparaison des titres IHA des lots vaccinés et non vaccinés.

TABLEAU XIII : Comparaison par lots des titres IHA des volailles vaccinées et déparasitées et des volailles et volailles vaccinées mais non déparasitées

**TABLEAU XIV** : Pourcentage de prise vaccinale de protection et d'infection par lots

**TABLEAU XV** : Pourcentage de prise vaccinale de protection et d'infection à l'échelle de la population.

---

## **LISTES DES CARTES**

Carte 1 : Carte du Sénégal

Carte 2 : Zones d'étude

## **LISTE DES FIGURES**

**Figure 1** : Répartition des titres IHA pour la population totale

**Figure 2** : Répartition des titres IHA lot T

**Figure 3** : Répartition des titres IHA lot A

**Figure 4** : Répartition des titres IHA lot B<sub>2</sub>

**Figure 5** : Répartition des titres IHA lot B<sub>1</sub>

**Figure 6** : Répartition des titres IHA lot C<sub>1</sub>

**Figure 7** : Répartition des titres IHA lot C<sub>2</sub>

**Figure 8** : Répartition des titres IHA des lots I à V

**Figure 9** : Effet de l'intervalle vaccination/prélèvement

**Figures 10 et 11** : Répartition des titres IHA lot I

**Figures 12 et 13** : Répartition des titres IHA lot II

**Figures 14 et 15** : Répartition des titres IHA lot III

**Figures 16 et 17** : Répartition des titres IHA lot IV

**Figures 18 et 19** : Répartition des titres IHA lot V

**"Par délibération, la Faculté a arrêté que les opinions émises dans les dissertations qui lui seront présentées, doivent être considérées comme propres à leurs auteurs et qu'elle n'entend leur donner aucune approbation ni improbation".**

# SOMMAIRE

## Pages

INTRODUCTION : .....1

**PREMIERE PARTIE : GENERALITES SUR L'AVICULTURE  
RURALE DANS LES REGIONS DE KAOLACK ET DE FATICK..3**

**Chapitre I : Milieu d'étude : Les régions de Kaolack et de Fatick..4**

|          |  |    |
|----------|--|----|
| 1.       | Situation géographique.....                              | 4  |
| 1.1.     | Caractéristiques agro-écologique.....                    | 6  |
| 1.1.1.   | Le climat.....   | 6  |
| 1.1.2.   | La pluviométrie.....                                     | 6  |
| 1.1.3.   | La température.....                                      | 6  |
| 1.1.4.   | L'hygrométrie.....                                       | 7  |
| 1.1.5.   | La pédologie.....  | 7  |
| 1.2.     | Systèmes de production.....                              | 7  |
| 1.3.     | Caractéristiques socio-économiques.....                  | 8  |
| 2.       | Caractéristiques de l'aviculture rurale.....             | 8  |
| 2.1.     | Systèmes d'élevage.....                                  | 8  |
| 2.1.1.   | Races exploitées et types d'élevage.....                 | 8  |
| 2.1.1.1. | La poule locale.....                                     | 8  |
| 2.1.1.2. | L'amélioration de la poule locale : les croisements..... | 9  |
| 2.1.2.   | Conduites d'élevage.....                                 | 9  |
| 2.1.2.1. | Propriétaires de volaille.....                           | 9  |
| 2.1.2.2. | Habitat.....   | 10 |
| 2.1.2.3. | Alimentation et abreuvement.....                         | 10 |
| 2.1.2.4. | Composition de la basse cour.....                        | 10 |
| 2.1.2.5. | Suivi sanitaire.....                                     | 11 |



|            |  |    |
|------------|--|----|
| 2.1.2.6.   | Encadrement technique des éleveurs.....                | 11 |
| 2.1.2.6.1. | Le PRODEC .....  | 11 |
| 3.         | Performances zootechniques de l'aviculture rurale..... | 12 |
| 3.1.       | Développement pondéral.....                            | 12 |
| 3.2.       | Le niveau de ponte, la couvaison et l'éclosion.....    | 12 |
| 3.3.       | Taux de mortalité.....                                 | 12 |
| 4.         | Importance de l'aviculture rurale.....                 | 13 |
| 4.1.       | Importance nutritionnelle.....                         | 13 |
| 4.2.       | Importance socio-économique.....                       | 13 |

**Chapitre II.    Contraintes en aviculture rurale dans les régions de Kaolack et de Fatick.....15**

|        |                                      |    |
|--------|--------------------------------------|----|
| 1      | Contraintes zootechniques.....       | 15 |
| 1.1.   | Conditions d'élevage.....            | 15 |
| 1.1.1. | Surveillance d'élevage.....          | 15 |
| 1.1.2. | Habitat.....                         | 15 |
| 1.1.3. | Alimentation et abreuvement.....     | 15 |
| 1.1.4. | Mélange des espèces et des âges..... | 15 |
| 1.1.5. | Hygiène Générale.....                | 16 |
| 2      | Les contraintes sociales.....        | 16 |
| 3.     | Les contraintes sanitaires.....      | 16 |

**Chapitre III.    Contrôle de la maladie de Newcastle.....17**

|      |                               |    |
|------|-------------------------------|----|
| 1.   | Notions générales.....        | 17 |
| 1.1. | Définition.....               | 17 |
| 1.2. | Historique.....               | 17 |
| 1.3. | Synonymie.....                | 17 |
| 1.4. | Importance.....               | 18 |
| 1.5. | Espèces affectées.....        | 18 |
| 1.6. | Répartition géographique..... | 19 |

|        |  |    |
|--------|--|----|
| 2.     | Virologie.....                             | 19 |
| 2.1    | Position taxonomique.....                  | 19 |
| 2.2.   | Morphologie et structure.....              | 19 |
| 2.3.   | Caractères culturels.....                  | 19 |
| 2.4.   | Résistance dans le milieu extérieur.....   | 20 |
| 2.5.   | Pouvoir hémagglutinant et hémolytique..... | 20 |
| 2.6.   | Pouvoir pathogène.....                     | 20 |
|        | - Affinité d'espèces.....                  | 20 |
|        | - Affinité de tissus.....                  | 20 |
| 2.7.   | Pouvoir antigénique et immunogène.....     | 21 |
| 2.7.1. | Pouvoir antigénique.....                   | 21 |
| 2.7.2. | Pouvoir immunogène.....                    | 21 |
| 3.     | Pathogénie.....                            | 22 |
| 3.1.   | Etapas de l'infection.....                 | 22 |
| 3.2.   | Mécanisme .....                            | 22 |
| 4.     | Etude clinique.....                        | 22 |
| 4.1.   | Incubation.....                            | 22 |
| 4.2.   | Symptômes.....                             | 23 |
| 4.2.1  | Formes suraiguës.....                      | 23 |
| 4.2.2. | Formes aiguës.....                         | 23 |
|        | - Phase d'invasion.....                    | 23 |
|        | - Phase d'état.....                        | 23 |
|        | - Phase terminale.....                     | 23 |
| 4.2.3. | Formes subaiguës et chroniques.....        | 24 |
| 4.2.4. | Formes inapparentes.....                   | 24 |
| 5.     | Etude lésionnelle.....                     | 24 |
| 5.1.   | Lésions macroscopiques.....                | 24 |
| 5.1.1. | Lésions hémorragiques.....                 | 24 |
| 5.1.2. | Lésions ulcéro-nécrotiques.....            | 25 |
| 3.5.2. | Lésions microscopiques.....                | 25 |

|          |  |    |
|----------|--|----|
| 6.       | Epidémiologie.....                           | 25 |
| 6.1.     | Epidémiologie descriptive.....               | 25 |
| 6.2      | Epidémiologie analytique.....                | 26 |
| 6.2.1.   | Sources de virus et matières virulentes..... | 26 |
| 6.2.1.1. | Oiseaux infectés.....                        | 26 |
|          | - Les malades.....                           | 26 |
|          | - Les porteurs précoces.....                 | 26 |
|          | - Les porteurs sains.....                    | 26 |
|          | - Les porteurs vaccinés.....                 | 26 |
| 6.2.1.2. | Autres espèces.....                          | 26 |
| 6.2.1.3. | Milieu extérieur.....                        | 27 |
| 6.2.1.4. | Produits d'origine animale.....              | 27 |
| 6.2.3.   | Voie de pénétration.....                     | 27 |
| 6.2.4.   | Facteurs de sensibilité.....                 | 27 |
| 6.2.5.   | Epidémiologie synthétique.....               | 27 |
| 7.       | Diagnostic.....                              | 28 |
| 7.1.     | Diagnostic clinique et épidémiologique.....  | 28 |
| 7.2.     | Diagnostic différentiel.....                 | 28 |
| 7.3.     | Diagnostic de laboratoire.....               | 29 |
| 7.3.1.   | Diagnostic virologique.....                  | 29 |
| 7.3.2.   | Diagnostic sérologique.....                  | 29 |
| 8.       | Pronostic.....                               | 29 |
| 8.1.     | Pronostic médical.....                       | 29 |
| 8.2.     | Pronostic économique.....                    | 30 |
| 9.       | Traitement.....                              | 30 |
| 10.      | Mesures de prophylaxie.....                  | 30 |
| 10.1.    | Prophylaxie sanitaire.....                   | 30 |
| 10.2.    | Prophylaxie médicale.....                    | 31 |
| 10.2.1.  | Vaccins vivants.....                         | 31 |
| 10.2.2.  | Vaccins inactivés.....                       | 31 |

## **DEUXIEME PARTIE : ETUDE EXPERIMENTALE.....37**

### **Chapitre I: Matériel et méthodes.....38**

|      |   |    |
|------|---|----|
| 1.   | Zones et période d'étude.....                     | 38 |
| 2.   | Echantillonnage.....                              | 40 |
| 3.   | Matériel animal.....                              | 41 |
| 4.   | Produits utilisés (vaccins et déparasitants)..... | 41 |
| 5.   | Observations sur le terrain.....                  | 41 |
| 6.   | Etude sérologique.....                            | 41 |
| 6.1  | Prélèvement du sang.....                          | 41 |
| 6.2. | Récolte et conservation du sérum.....             | 42 |
| 7.   | Test d'inhibition de l'hémagglutination.....      | 42 |
| 7.1. | Domaine d'étude.....                              | 42 |
| 7.2. | Principes et réactions.....                       | 42 |
| 7.3. | Mode opératoire.....                              | 42 |
| 7.4. | Interprétation.....                               | 43 |
| 7.5. | Analyse statistique.....                          | 43 |

### **Chapitre II. Résultats.....44**

|        |  |    |
|--------|--|----|
| 1.     | Observations sur le terrain.....   | 44 |
| 1.1.   | Les poulaillers.....   | 44 |
| 1.2.   | Conditions d'élevages.....   | 44 |
| 1.3.   | Aspect sanitaire.....  | 44 |
| 2.     | Etude sérologique.....   | 45 |
| 2.1.   | Titres en anticorps anti-Newcastle des lots vaccinés et<br>non vaccinés.....                 | 45 |
| 2.1.1. | Résultats globaux pour la population prélevée dans<br>les zones de Kaolack et de Fatick..... | 45 |
| 2.1.2. | Résultats sérologiques des lots vaccinés ou non.....   | 46 |

|  |   |           |
|--|---|-----------|
| 2.1.2.1.   | Lot témoin.....   | 46        |
| 2.1.2.2  | Autres lots.....  | 47        |
| 2.2.   | Titres IHA des lots vaccinés déparasités et des lots<br>vaccinés non déparasités..... | 49        |
| 2.2.1  | Résultats globaux.....  | 49        |
| 2.2.2.   | Résultats par lots.....   | 50        |
| 3.   | Evaluation de la protection contre la maladie de Newcastle.....                       | 50        |
| 3.1.   | Villages vaccinés/non vaccinés.....   | 50        |
| 3.2.   | Lots vaccinés déparasités et lots vaccinés non<br>déparasités.....                    | 52        |
| <b><u>Chapitre III : Discussion.....</u></b>     |   | <b>57</b> |
| 1.   | Matériel et méthodes.....   | 57        |
| 2.   | Résultats.....  | 57        |
| <b><u>Chapitre IV : Recommandations.....</u></b> |   | <b>61</b> |
| 1.   | Programme d'action sanitaire.....   | 61        |
| 1.1.   | Action médicale.....  | 61        |
| 1.2.   | Action zootechnique.....  | 62        |
| 2.   | Programme d'action éducative.....   | 62        |
| 2.1.   | Formation - information - sensibilisation -vulgarisation...62                         |           |
| 3.   | Programme de recherche.....   | 63        |
| <b>CONCLUSION.....</b>                           |   | <b>64</b> |
| <b>BIBLIOGRAPHIE.....</b>                        |   | <b>67</b> |
| <b>ANNEXES</b>                                   |   |           |

## INTRODUCTION

Dans tous les pays du Sahel, les populations rurales ont une ration carencée en protéines d'origine animale. Beaucoup d'enfants souffrent de malnutrition Protéino-Energétique.

Au Sénégal, la consommation de la viande de volailles est très faible en milieu rural (1kg de viande de volaille par habitant par an) (**SAUNDERS J.M, 1984**).

Cet handicap revêt une importance particulière quand on sait que les habitants du monde rural représentent la majeure partie de la population du pays.

Augmenter et/ou stabiliser les protéines déjà existantes sans investissement trop coûteux par rapport au niveau de vie des paysans constitue l'une des préoccupations des pouvoirs publics à travers différents projets en cours notamment le Projet de Développement des Espèces à Cycles Courts (PRODEC) dont les principales activités sont : l'aviculture, l'élevage des petits ruminants et des porcs, etc...

Parmi ces espèces, la poule locale mérite une attention particulière car ses qualités d'animal très rustique, cosmopolite et son intérêt aussi bien sur le plan économique, social et nutritionnel sont incontestables.

Cependant l'aviculture rurale est confrontée à un certain nombre de facteurs qui limitent ses possibilités de développement, et parmi lesquels la pathologie est essentielle.

Selon les Docteurs **VERGER (1991)** et **SAUNDERS M.J. (1984)**, la maladie de Newcastle (M.N.) occupe le premier rang des pathologies rencontrées en aviculture rurale.

Une étude menée au Sénégal par **ARBELOT B.,(1995)** sur cette maladie montre qu'elle sévit de manière endémique entraînant chaque année particulièrement entre les mois de Février et Mai, une flambée de mortalité en élevage rural non protégé.

Devant l'urgence du problème alimentaire, l'augmentation de la consommation de la volaille locale et ainsi l'apport de protéines d'origine animale doit être un des objectifs visés par le développement de la production avicole traditionnelle.

Pour cela, le PRODEC intervient dans les régions de Kaolack et de Fatick par la mise en place d'une prophylaxie médicale et sanitaire contre la maladie de Newcastle.

L'objectif de ce travail mené dans le cadre du PRODEC est d'évaluer d'une part l'efficacité des vaccinations réalisées avec le vaccin inactivé huileux ITA-NEW<sup>ND</sup> commercialisé par le laboratoire de produits vétérinaires LAPROVET en France; et d'autre part de vérifier l'existence d'un effet positif du déparasitage réalisé au moment de la vaccination avec le Vermifuge Polyvalent Volailles sur la réponse immunitaire des volailles.

Il est divisé en deux parties :

La première, bibliographique décrit le milieu d'étude, les contraintes de l'élevage et les moyens de contrôle de la M.N..

La deuxième partie, expérimentale traite les matériel et méthodes, les résultats et la discussion.

**PREMIERE PARTIE :  
SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE**



## Chapitre I. PRESENTATION DU MILIEU D'ETUDE : LES REGIONS DE KAOLACK ET DE FATICK

### 1. Situation géographique

Les régions de Kaolack et de Fatick tout comme celle de Thiès correspondent à la zone agro-écologique du sud du Bassin Arachidier.

Elle couvre une superficie de 24000 km<sup>2</sup> soit 12% du territoire national correspondant à l'ancienne région du Sine - Saloum actuellement découpée en deux entités administratives distinctes (Fatick et Kaolack).

Ces deux régions comptent 19 arrondissements répartis en 6 départements (SENEGAL, 1992).

La zone agro-écologique est limitée au nord par la région de Louga, au sud par la Gambie et à l'est par la région de Tambacounda.(carte 1)

La situation géographique fait que les régions de Fatick et de Kaolack présentent des caractéristiques agro-écologiques particulières.

#### 1.1. Caractéristiques agro-écologiques

##### 1.1.1 Le climat

Le climat de la région est de type tropical soudanien avec deux variantes:

- Une variante sahélo-soudanienne dans les départements de Gossas, Fatick et Kaolack, marquée par deux saisons fortement contrastées avec une isohyète variant entre 400 et 600 mm.

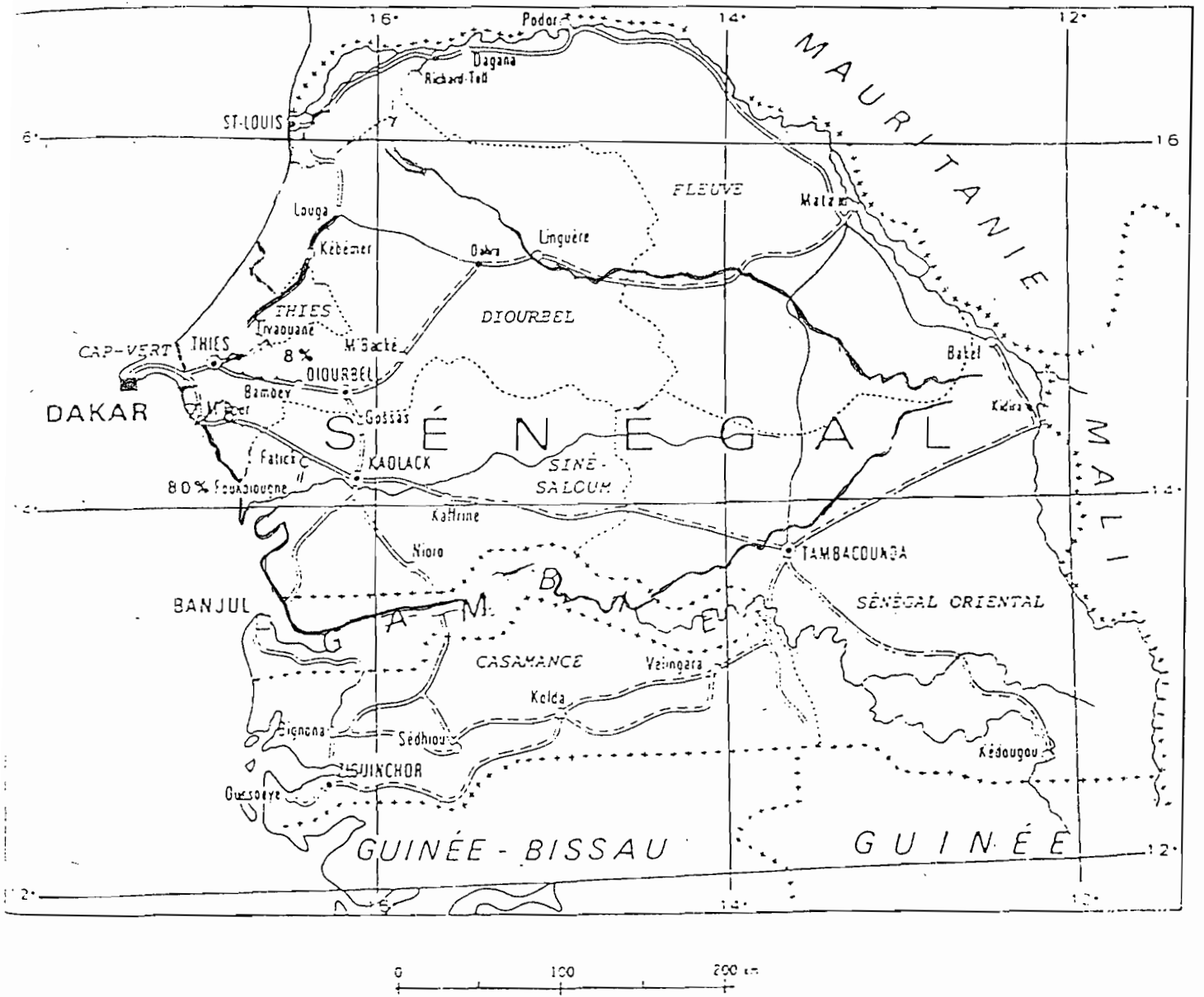
- Une variante soudano-sahélienne dans les trois autres départements (Kaffrine, Niour et Foudiougne) comprise entre les isohyètes 600 et 800 mm. (ATLAS du Sénégal. Paris, 1977. -147 P)

On note cependant l'influence du climat maritime sur la partie côtière du département de Foudiougne. La période actuelle de ces régions s'inscrit dans la tendance générale de déficit pluviométrique (DIATTA, A.1994).

##### 1.1.2. La pluviométrie

Les données statistiques recueillies sur une période de 60 ans situent la région entre les isohyètes 100 et 900 mm. Pour l'ensemble de la zone, la pluviométrie a fortement baissé , variant ces dernières années ente 400 et 2600 mm (DIATTA, A. 1994).

Carte 1 : Carte administrative du Sénégal



Le déficit pluviométrique et l'irrégularité des pluies sont marqués dans la zone sahelo-soudanienne. Durant la période 1972-1994 la fréquence des années déficitaires s'est accrue.

### 1.1.3. La température

On note des variations relativement importantes dues à l'influence des principaux vents soufflant dans la région. Ainsi l'Alizé maritime adoucit les températures dans la zone côtière tandis qu'elles deviennent plus élevées dans la zone continentale du fait de l'Harmattan (vent d'est chaud et sec).

Les températures varient fortement d'un mois à un autre avec des maximums qui dépassent les 39°C en avril et mai (**Atlas du Sénégal Paris, 1977**).

De manière générale, la zone est soumise au régime thermique tropical classique bimodal, caractérisé par deux périodes chaudes correspondant aux deux passages du soleil au zénith.

### 1.1.4. L'hygrométrie

Sur la période 1981-1992 les variations de l'humidité relative sont fortement corrélées négativement avec les températures et positivement avec les précipitations. La valeur minimale observée est de l'ordre de 20% au cours des mois de mars et avril tandis que la valeur maximale parfois supérieure à 80% s'observe de juillet à octobre.

### 1.1.5. La pédologie

On distingue quatre grands groupes de sols (**AFRENA, A. 1990**)

- 1°) Les sols ferrugineux tropicaux lessivés (Foudiougne, Niolo).
- 2°) Les sols peu évolués gravillonnaires sur cuirasse ferrugineuse.
- 3°) Les sols hydromorphes minéraux à pseudo-gley et gley de profondeur.
- 4°) Les sols halomorphes.

## 1.2. Systèmes de production.

La sécheresse persistante et les nouveaux modèles de consommation ont fortement affecté les systèmes de production des populations rurales.

Le système de production agricole est fondé sur la rotation annuelle, culture rente/céréales avec rarement une jachère en troisième année.

Actuellement le mil constitue la principale culture vivrière de la zone accompagnée de maïs et du sorgho. Quant aux cultures de rente à côté de l'arachide, le coton et le maïs occupent la seconde place. Les moyennes des cinq dernières années sont consignées dans le tableau I (DIATTA A., 1994).

**TABLEAU I** : Rendements moyens des principales cultures pour les cinq dernières années.

| Cultures | Fatick   | Kaolack  |
|----------|----------|----------|
| Arachide | 841,75   | 890,75   |
| Mil      | 647      | 800      |
| Maïs     | 1.086    | 1.095,4  |
| Niébé    | 321,6    | 362,4    |
| Sorgho   | 647      | 800      |
| Manioc   | 4.127,33 | 4.058,75 |

Source : Plan d'aménagement des régions de Fatick et de Kaolack.

Sur le plan de la production animale le cheptel se compose essentiellement de six groupes: les bovins, les ovins / caprins, les équins, les asins, les porcins et les volailles.

Tableau II donne la production moyenne de 1988-1994 et de 1986-1991 respectivement dans les régions de Kaolack et de Fatick.

**TABLEAU II** : Production animale de 1988 -1994 et de 1986-1991.

| Espèces | Bovins  | Ovins-caprins | Equins  | Asins  | Porcins | Volailles |
|---------|---------|---------------|---------|--------|---------|-----------|
| Régions |         |               |         |        |         |           |
| Kaolack | 249.845 | 891.524       | 184.549 | -      | -       | 1.798.524 |
| Fatick  | 179.488 | 403.632       | 58.626  | 34.057 | 18.632  | 1.804.043 |
| Moyenne | 214.666 | 647.578       | 121.587 | -      | 10.786  |           |

Source : Rapport annuel du service d'élevage de Kaolack. Septembre 1994

### 1.3. Caractéristiques socio-économiques.

Le sud du Bassin Arachidier compte une population de 1.300.000 habitants dont 811.158 habitants pour la région de Kaolack. Cette population est constituée de plusieurs ethnies dont les dominantes sont:

- Les wolofs
- Les peuls
- Les sérères

Plus de 75 % de la population active s'occupe d'activités du secteur primaire comme l'agriculture, l'élevage et la pêche.

## 2. Caractères de l'aviculture rurale

A Kaolack et à Fatick comme dans toutes les autres régions du Sénégal, l'aviculture villageoise peut être considérée comme une activité marginale qui occasionne peu de frais et de travail pour l'éleveur.

Sur le plan des critères de production et des pratiques d'élevage, l'aviculture rurale se distingue par:

- Des exploitations de type familial .
- Des races rustiques.
- Une alimentation très sommaire.
- Une sensibilité aux épizooties.
- Des pertes importantes dues aux prédateurs.
- Une autoconsommation de la production dominante.
- Un mélange de plusieurs espèces (canards, dindons, poulets) et de plusieurs âges (DIOP A., 1982; IYAWA D., 1988)

### 2.1. Systèmes d'élevage

Il s'agit d'un système traditionnel n'assurant pas les besoins des paysans. Il regroupe des exploitations familiales dispersées en petites unités de production où les motifs économiques et les normes rationnelles de conduite du troupeau sont pratiquement relégués au second plan (MBAO B., 1994).

#### 2.1.1. Les races exploitées

##### a/ La poule locale

C'est un oiseau très rustique, vigoureux et de petite taille (BULDGEN A.et al., 1992).

Sa chair est souvent bien appréciée par rapport à celle de la poule issue de l'aviculture industrielle. Cependant la poule locale reste peu propice à la production et l'opération "coqs" qui est menée depuis quelques années tend à la remplacer grâce aux croisements d'absorption.

#### **b/ Amélioration de la poule locale par croisement.**

De nombreuses races ont été importées dans le but d'améliorer la poule locale. Toutes ces races ont été introduites essentiellement dans les centres avicoles régionaux de Thiès, Kaolack et Ziguinchor pour une adaptation, du fait de la maîtrise dans ces centres des conditions d'élevage qui demeurent encore précaires en milieu traditionnel (NASER A.Y. et al., 1982.)

Les principales races introduites sont :

- La Rhode Island : sélectionnée aux USA, elle est bien adaptée aux conditions tropicales. C'est une race calme, bonne pondeuse, sans graisse. (Sénégal, Ministère de l'Economie et des Finances, 1988). Son plumage est brillant, rouge foncé avec des reflets bruns acajou. Son poids moyen est de 2500 g (P.BRES, P. ; Leclercq et J. Pagot, 1992).

- La Sussex herminée : d'origine anglaise, c'est une race de production mixte (chair et oeufs), au plumage ~~noir~~ <sup>zébré</sup>. Elle supporte moyennement de grandes chaleurs.

- La New Hampshire : d'origine américaine, le plumage est rouge acajou, vif chez les coqs, plus foncé chez la femelle. De production mixte, elle s'adapte assez bien au climat tropical.

- La Whyandotte blanche : elle est d'origine américaine avec un bec et des pattes jaunes. Elle supporte bien le climat humide des régions côtières.

- La bleu de Hollande : c'est une race très rustique qui résiste bien aux conditions d'élevage familial.

### **2.1.2. Conduites d'élevages**

#### **a/ Propriétaires des volailles**

Les conclusions découlant des enquêtes menées par ARBELOT B. et al ; 1995 auprès de 64 personnes dans les villages encadrés par le projet Petits Ruminants à Kaolack et à Dakar montrent que les femmes et les enfants sont propriétaires de volailles dans la moitié des cas. Les résultats obtenus sont présentés dans le tableau suivant:

**TABLEAU III** : Propriétaires de volailles de brousse dans les régions de Kaolack et de Dakar.

| Propriétaires    | Dakar | Kaolack | Total |
|------------------|-------|---------|-------|
| Femmes           | 63%   | 43%     | 50%   |
| Chefs de famille | 10%   | 29%     | 22%   |
| Enfants          | 18%   | 17%     | 18%   |
| Autres           | 9%    | 11%     | 10%   |

#### **b/ Habitat des volailles**

La volaille est en liberté permanente durant la journée. Le soir, les oiseaux sont enfermés dans un poulailler servant d'abri contre les intempéries et les prédateurs. Ce poulailler très sommaire, construit sans aucune norme précise, est généralement réalisé à partir de matériaux locaux (tiges et pailles de graminées, briques en terre ou de récupération, débris de tôles...). Il abrite l'ensemble des effectifs, à l'exception des couveuses qui se réfugient généralement dans un endroit plus calme (cuisine ou case d'habitation).

#### **c/ Alimentation et abreuvement.**

Aucun système d'alimentation rationnelle n'est pratiqué. La volaille se nourrit essentiellement de restes de repas, des résidus de récolte ou tout ce qu'elle peut picorer au voisinage des habitations ou aux abords des champs, des greniers et des airs de battage de céréales. Toutefois, une complémentation est parfois réalisée en période de soudure (mai à juillet) à partir de son et de graines de mil ou d'arachide.

L'eau de boisson est mise à la disposition des oiseaux à un point d'abreuvement aménagé dans un coin des habitations.

#### **d/ Composition de la basse-cour**

La méconnaissance de l'âge exact des volailles par les éleveurs a poussé **BULGEN A. et al., 1988** à établir une structure de la population à partir de 634 sujets. Il ressort de cette structure une forte proportion de sujets de 0 à 1 mois.

### e/ Suivi sanitaire.

Les volailles dans l'ensemble ne reçoivent aucun soin. L'immunité maternelle est leur seul moyen de défense quand elle existe.

La prophylaxie se résume à l'administration de quelques préparations issues de la pharmacopée traditionnelle par exemple les vermifuges dont des extraits de piments ou des fruits d'écorces d'*Azadirachta indica A.juss.* dilués dans l'eau de boisson. Quelques rares soins sont apportés en période de ponte.

Un abri est aménagé pour protéger la poule d'abord contre les intempéries puis les poussins contre les prédateurs (TIAMA I., 1990).

### f)- Encadrement technique des éleveurs.

L'encadrement technique des paysans est quasi-inexistant et souffre d'un manque de moyen matériel et financier voire de qualification au niveau des structures d'appui.

#### 1. La Direction de l'élevage de Kaolack

Elle intervient dans la région en vaccinant les volailles contre la MN. Les vaccinations se font lors des campagnes de vaccination par les agents d'élevage.

#### 2. Le PRODEC

Le Projet de Développement des Espèces à Cycles Courts (PRODEC) intervient dans les régions de Kaolack et de Fatick en association avec vétérinaires sans frontières (V.S.F)

Ses objectifs sont :

1. Développement des espèces à cycles courts
2. Formation et mise en place des délégués en Santé Animale
3. Appui à l'installation de vétérinaires privés.
4. Enquête de base sur le contexte avicole actuel.

Concernant le développement des espèces à cycles courts; la vaccination des volailles contre la MN est réalisée régulièrement dans la zone depuis 1994 par l'équipe de V.S.F.



### 3. Performances zootechniques

#### 3.1. Développement pondéral

Il apparaît faible mais régulier jusqu'à 25 semaines. A partir de la 26ème semaine les mâles conservent un rythme de croissance soutenue jusqu'à un poids adulte d'environ 1800 gr (NASER A.Y. et al., 1982).

Chez la femelle, l'entrée en ponte provoque une diminution du gain de poids vif.

#### 3.2. Le niveau de ponte, la couvaison et l'éclosion

Le début de la ponte se produit dès la 25ème semaine d'élevage. Le taux de ponte fluctue selon un cycle de reproduction de 8 à 10 semaines.

L'ovulation s'étend sur une durée de 10 à 15 jours à raison d'un oeuf par jour ou de 2 ou 3 oeufs en trois jours; à l'issue de la période de couvaison (21 jours), la poule élève ses poussins durant 3 à 4 semaines puis recommence à pondre.

L'ensemble des oeufs est couvé et les périodes de ponte se produisent tous les deux mois. Le taux de ponte moyen annuel est très faible (12% ou 40 à 50 oeufs par reproductrice et par an) . Le poids moyen des oeufs n'est que de 40 grammes mais l'éclosabilité atteint 80% (DIOP A. , 1982)

#### 3.3. Taux de mortalité

Entre 0 et 3 semaines après l'éclosion, les mortalités apparaissent relativement faibles : 8 à 23 %. A partir de la 3ème semaine, au moment du sevrage le taux de mortalité s'élève brusquement à 40 plus ou moins 10% en raison de la disparition de l'influence et de la protection maternelle. Les taux croissent régulièrement jusqu'à l'âge de 6 mois (BULDGEN A. et al., 1982).

Les causes de mortalités sont très diverses. Dans le jeune âge les sujets meurent très souvent de déshydratation tout simplement parce qu'ils n'ont pas accès au point d'abreuvement. Les prédateurs sont aussi à l'origine des pertes non négligeables. La volaille locale est en outre affectée par de nombreuses maladies bactériennes, virales, parasitaires, ou nutritionnelles. Cependant la pseudopeste aviaire demeure la principale cause de mortalité (COURTECUISSÉ et al., 1990)

## 4. Importance de l'aviculture rurale

### 4.1. Importance nutritionnelle.

La volaille représente la principale source de protéines d'origine animale car il n'est pas habituel d'abattre un bovin ou un petit ruminant pour l'autoconsommation en dehors des fêtes et des cérémonies familiales ou religieuses. L'aviculture traditionnelle participe donc à la satisfaction des besoins alimentaires des populations rurales et prévient ainsi, dans une certaine mesure les maladies d'origine nutritionnelle: Marasme et Kwashiorkor chez les enfants, affections diverses aiguës ou chroniques chez les adultes (**P. Bres, P. Leclercg et J. Pagot, 1987**).

### 4.1. Importance socio-économique

Sur le plan macro-économique, bien qu'il soit difficile d'évaluer avec certitude les effectifs des volailles traditionnelles, les études conduites par la direction de la Statistique de Kaolack estiment le nombre de volailles à 3 607 567 dans les régions de Kaolack et de Fatick. Sur le plan économique, l'aviculture rurale est une activité qui reste encore secondaire au niveau du paysan. Elle est cependant une source de revenu.

La vente des produits avicoles sur les marchés procure aux familles rurales un revenu monétaire de contre saison par rapport à la commercialisation des récoltes.

Sur le plan social, la volaille intervient dans de nombreuses circonstances de la vie sociale.

Les fêtes familiales (naissances, mariages, baptêmes), les visites d'étrangers sont autant d'occasions de consommer les poulets.

Sur le plan de la commercialisation, la volaille locale joue un rôle secondaire au niveau de l'économie familiale car elle constitue un appoint accessoire aux revenus de l'éleveur. Il faut 6 à 7 mois pour produire une volaille apte à la commercialisation.

Quatre types d'intermédiaires sont distingués au niveau de la commercialisation ; (**DIOP A. 1982**).

- Les commerçants de brousse qui sont généralement les villageois.
- Les rabatteurs qui sont soit des villageois, soit des citadins.
- Les grossistes sont généralement installés en ville et sont ravitaillés par les commerçants de brousse et les rabatteurs.
- Les détaillants dont les boutiques, les commerçants sédentaires, les commerçants ambulants.

La commercialisation se fait selon un circuit en trois étapes fondamentales:

- Collecte primaire des volailles.
- Groupage et expédition vers les grands centres urbains.
- Distribution des volailles.

Les oeufs sont commercialisés en lots de 15 ou 30 unités sur plateau alvéolés. Leur poids varie souvent entre 40 grammes et 58 grammes plus ou moins 0,5.

L'aviculture traditionnelle joue actuellement et est appelée à jouer avec encore plus d'ampleur à l'avenir un rôle capital à différents niveaux. Malheureusement elle est confrontée à de nombreuses contraintes.

## Chapitre II. CONTRAINTES EN AVICULTURE RURALE

Elles sont principalement de deux ordres: zootechniques et sanitaires.

### 1. Les contraintes zootechniques

#### 1.1. Les conditions d'élevage

##### 1.1.1 Surveillance d'élevage

Le manque de surveillance par "l'éleveur" apparaît comme un facteur négatif non négligeable.

La surveillance se limite le plus souvent à faire sortir les volailles du "poulailler" et les faire rentrer le soir, ceci pour les protéger contre les prédateurs tels que les rapaces, les chats et les serpents...

##### 1.1.2. Habitat

Les toits des poulaillers sont souvent très bas. Les poulaillers sont toujours dépourvus d'orifice d'aération et ne disposent en général en guise de porte que d'ouverture minuscule par laquelle un enfant ne peut pas entrer.

Les murs non crépis servent de refuge aux parasites externes. Dans certaines régions, on note l'absence totale de poulaillers et les volailles passent la nuit perchées sur les toits ou les murs des concessions ou des arbres.

##### 1.1.3. Alimentation et abreuvement

Le plus souvent il n'y a pas d'abreuvoirs. L'eau est distribuée irrégulièrement dans de simples morceaux de canaris cassés, abandonnés à n'importe quel endroit de la cour.

##### 1.1.4. Mélange des espèces et des âges

La cohabitation des poules, pintades et quelques dindons et des canards, jeunes et adultes dans le même poulailler est très fréquente. Ceci entraîne des problèmes d'ordre sanitaire.

Les jeunes volailles sont toujours plus sensibles et plus réceptives que les adultes aux diverses affections parasitaires et la cohabitation accroît donc sérieusement le risque de contamination.

En ce qui concerne le mélange des espèces on peut citer le canard, peu sensible à la maladie de Newcastle mais réservoir du virus.

### 1.1.5. Hygiène Générale

Au niveau du poulailler, de l'abreuvement et du matériel d'élevage on note le manque d'hygiène. La mise en quarantaine des volailles nouvellement introduites dans l'élevage n'est pas respectée : quand on connaît l'importance des transactions en élevage traditionnel (vente, cadeaux, échange), on comprend qu'il s'agit là d'une des causes principales de l'introduction des maladies contagieuses telles que la maladie de Newcastle.

Les volailles malades ne sont pas non plus isolées ni encore moins éliminées et le risque de contamination rapide de l'ensemble de l'effectif est grand.

## 2. Les contraintes sociales

Pour les paysans, l'aviculture ne peut pas constituer une source de revenu, ce qui explique en partie le peu d'attention portée à la basse-cour et que les volailles doivent se débrouiller elles-mêmes.

## 3. Les contraintes sanitaires

Actuellement, les problèmes sanitaires représentent sans doute le principal facteur limitant la production.

Les mortalités constatées lors d'épidémies peuvent atteindre 60 à 80% des effectifs, voir 100%.

La volaille traditionnelle paie donc régulièrement un tribut important à un certain nombre d'affections appelées "pathologies traditionnelles".

Au sein de cette pathologie, les maladies contagieuses telles que la maladie de Newcastle et la variole représentent la pathologie dominante de l'aviculture villageoise (ARBELOT B., 1995)

Il est important de signaler la présence d'autres maladies telles que les parasitoses, les salmonelloses, etc... qui font payer un lourd tribut à l'aviculture rurale.

## Chapitre III : LE CONTROLE DE LA MALADIE DE NEWCASTLE

### 1. Notions générales.

#### 1.1. Définition.

La maladie de Newcastle (M.N.) est une maladie infectieuse, hautement contagieuse, affectant électivement les oiseaux (tout particulièrement les gallinacés), due à un virus de la famille des Paramyxoviridae (Paramyxovirus type 1), caractérisée par la diversité de ses formes cliniques.

Elle associe classiquement une atteinte de l'état général, des troubles digestifs et /ou nerveux, les formes les plus graves évoluant rapidement vers la mort avec des lésions de type congestif ou hémorragique (**MEULEMANS G.,1980; BRUGERE-PICOUX et al., 1992**)

#### 1.2. Historique

PERRONCITO(1878) décrit en Italie une peste aviaire qui sera démontrée plus tard en 1900 par CENTANNI et SAVONNUZZI.

En 1926, KRANEVELD décrit une autre maladie des poules à JAVA différente de la peste. Il la qualifia de "pseudo-peste aviaire". Celle-ci sera décrite à Newcastle en Angleterre par DOYLE qui identifie le virus de la pseudopeste aviaire et montre qu'il est différent du virus de la peste aviaire.

En 1941, 1946 et 1951, la maladie est décrite aux USA. En 1950 elle entraîne 100% de mortalité chez les adultes.

En France la maladie est décrite pour la première fois en 1948 et éradiquée en 1960.

La Grande Bretagne connaît une épizootie en 1962. De 1970 à 1990 la maladie est déclarée dans tout le monde.

#### 1.3. Synonymie.

La maladie de Newcastle est encore appelée Ranitet disease ou philippine focol disease ou peste asiatique.

## 1.4. Importance.

### 1.4.1. Hygiénique.

Elle est minime. Le virus de la MN est capable de produire chez les manipulateurs de vaccins vivants et chez les bouchers une conjonctivite bénigne. C'est une zoonose mineure (ACHA, P.N et al.; BRANDLY, C.A. , 1964).

### 1.4.2. Economique.

Sa gravité dans les élevages atteints (taux de mortalité souvent proche de 100% dans les effectifs non vaccinés) et les pertes par mortalité et chute de production sont toujours élevées, la rapidité de sa propagation d'un élevage à l'autre fait de cette maladie un fléau majeur de l'aviculture. (ABDALAH O., 1993; CIRAD-EMVT, 1994).

## 1.5. Espèces affectées.

La MN est une maladie des gallinacés (ALLAN W.H, 1971). Dans les conditions naturelles, les espèces les plus atteintes sont la poule, mais aussi la pintade, le faisan, la perdix, la caille et la dinde.

Les palmipèdes (oie, canard) font exceptionnellement la maladie. Ils sont résistants aux souches les plus pathogènes pour la poule (ERICKSON. G.A, 1976 ).

Le pigeon est un peu sensible aux souches pathogènes pour la poule cependant il est gravement affecté par une souche pathogène de la NDV : "P.M.V-1-pigeon" (ALEXANDER et al., 1978).

Quelques mammifères (chats, souris) et l'homme sont capables de multiplier transitoirement le virus.

Des cas de conjonctivite bénigne et des symptômes asthmatiformes peuvent être observés chez l'homme après contact avec les aérosols vaccinaux (FIENNE et al., 1978).

Dans les conditions expérimentales sont réceptifs : le cobaye, le singe, le veau et la souris. Cès animaux meurent après inoculation intracérébrale du virus (Francis, D.W et E.REVELLI., 1972).

## 1.6. Répartition géographique.

La MN est aujourd'hui décrite dans toutes les parties du monde (**Afrique - Agriculture, 1993 ; SAUNDERS M.J., 1984**). Elle sévit à l'état enzootique dans diverses régions tropicales du sud-est asiatique, de l'Afrique ou de l'Amérique du Sud, au Moyen-Orient, aux Indes et dans divers pays d'Europe.

Au Sénégal, la maladie sévit sous forme épizootique chaque année de décembre à mai (**ARBELOT B., 1995**).

## 2. Virologie

### 2.1. Position Taxonomique.

Le virus de la maladie de Newcastle est classé au sein de la famille des *Paramyxoviridae*, dans le genre *Paramyxovirus*. Les **Paramyxovirus** aviaires rassemblent au moins 9 groupes sérologiques distincts notés APMV (de leur appellation anglo-saxonne *Avian Paramyxovirus*) et portant les numéros 1 à 9.

Le N.D.V correspond au sérotype 1 (**ALEXANDER D.J, 1982**).

### 2.2. Morphologie et structure

Le virus de la MN ou Newcastle disease virus (N.D.V) est un Ribovirus à symétrie hélicoïdale et enveloppé, son diamètre est de 100 à 300nm. L'enveloppe de nature lipoprotéique est hérissée de spicules glycoprotéiques de deux types: le type HN, responsable de l'absorption du virus à la surface de la cellule hôte porte deux activités: l'activité neuraminidase (N) et surtout l'activité hémagglutinante (H) (**WESTBURG, H.A, 1981**).

Le deuxième type F joue un rôle dans la pénétration du virion.

### 2.3. Caractères culturels.

Toutes les souches se multiplient sur oeufs de poule embryonnés (oeufs E.O.P.S de 9 à 11 jours). Elles sont inoculées par voie allantoïdienne et la multiplication virale entraîne la mort de l'embryon dans les 40 à 60 heures. On observe des lésions hémorragiques sur les follicules pileux des sujets morts. (**HANSON R.P. , 1971**).

Le NDV peut être également cultivé in vitro dans les cellules de fibroblastes d'embryon de poulets ou de cellules rénales de poulets. On



observe un effet cytopathogène défini par la formation de syncytium et la présence d'inclusions intracytoplasmiques éosinophiles.

#### 2.4. Résistance dans le milieu extérieur.

Le NDV est résistant 2 à 3 mois sur le sol du poulailler et dans les litières, 7 à 8 mois sur les coquilles d'oeufs, 3 mois dans une carcasse enterrée, 60 jours sur la peau. Cependant le virus est sensible à tous les désinfectants usuels : formol, soude, Crésyl, chaleur...(HANSON R.P., 1978).

#### 2.5. Pouvoir hémagglutinant et hémolytique.

Les spicules de protéines HN peuvent réagir avec des récepteurs de la surface des érythrocytes en provoquant une agglutination. Des anticorps spécifiques de ces spicules protéiques provoquent l'inhibition de l'hémagglutination (IHA). C'est l'IHA test.

#### 2.6. Pouvoir pathogène

Le pouvoir pathogène est variable d'une souche à l'autre. Il peut s'exercer préférentiellement pour une espèce d'oiseau ou un tissu particulier.

##### - Affinités d'espèces

Une souche de NDV peut présenter un certain degré d'adaptation à une espèce donnée. Par exemple : les variants responsables de troubles nerveux et digestifs chez le pigeon, mais peu ou pas pathogène semble-t-il pour les autres oiseaux

(MEULEMANS G., 1980)

##### - Affinités de tissus

Bien que le NDV soit pantrope, certains travaux ont permis de le classer en fonction du siège de prédilection des principales atteintes à savoir: viscérotrope, pneumotrope et neurotrope (BEACH, 1944; BEAUDETTE et al., 1949; HITCHNER et al., 1948).

Il est ainsi possible de distinguer selon la virulence de la souche, différents pathotypes tels que vélogènes- viscérotropes, vélogènes -neurotropes,...

Les tests de virulence ont permis de classer les souches en trois groupes (ALEXANDER D.J. et ALLAN W.H.,1974; ERICKSON G.A.,1979; HANSON R.P. et al., 1973).

Les souches vélogènes ou très virulentes sont responsables d'épizooties meurtrières (souche Texas).

Les souches mesogènes sont moyennement virulentes (souche BEAUDETTE.C.) alors que les souches lentogènes sont peu virulentes voire avirulentes (souche HITCHNER B<sub>1</sub> et LA SOTA).

On considère que la MN est provoquée par des souches dont la virulence est supérieure de façon significative à celle des souches lentogènes. Une région peut être considérée comme indemne de la MN lorsque aucun virus dont l'IPCI est supérieur à 0,7 n'est isolé sur les oiseaux domestiques.

## 2.7. Pouvoir antigène et immunogène

### 2.7.1. Pouvoir antigène.

La multiplication virale entraîne in vivo l'apparition d'anticorps décelables par les réactions sérologiques habituelles.(IHA, HA passive, neutralisation, ELISA...)(BOX P.G et FURMINGER I.G.S, 1976; DORN P. et al. , 1973).

Le pouvoir antigénique possède deux caractéristiques :

il est unique : toutes les souches de NDV sont antigéniquement homogènes,

il est relativement spécifique, les réactions croisées sont observées avec d'autres Paramyxovirus aviaires notamment le PMV3 et à un moindre degré PMV2 et PMV4. En revanche le NDV n'a aucun antigène commun avec d'autres groupes de virus en particulier les orthomyxovirus de la peste aviaire vraie.

### 2.7.2. Pouvoir immunogène.

Il repose principalement sur une réaction de type humoral . Son support semble représenté par la glycoprotéine de type F. Les animaux guéris de MN possèdent une immunité solide et durable du fait de la présence d'anticorps neutralisants (POLLARD B., 1982 ; ASPLIN F.D, 1952; BEAUDETTE F. et al., 1949 ; HITCHNER S.B et al. 1929 ; KRAMER T.T, 1973 ; JACOTOT H. et al., 1967)

### 3. Pathogénicité

#### 3.1. Etapes de l'infection

##### \* Multiplication locale

La multiplication se déroule dans les cellules de la porte d'entrée (voies respiratoires).

##### \* Virémie

Le virus se multiplie dans les formations lymphoïdes.

##### \* Localisation

Le virus se multiplie dans un ou plusieurs tissus selon le tropisme de la souche.

##### \* Disparition.

Le virus disparaît peu à peu du sang et des organes, tandis que les anticorps apparaissent en fin de première semaine.

#### 3.2. Mécanisme

La pathogénicité résulte d'une interaction complexe entre les caractéristiques biologiques, biochimiques et génétiques de la souche virale infectante et la sensibilité de l'hôte.(MEULEMANS G., 1986)

### 4. Etude clinique.

#### 4.1. Incubation.

Dans les conditions naturelles, elle dure en moyenne 5 à 7 jours. Parfois elle peut atteindre plusieurs semaines.

Dans les conditions expérimentales elle dépend de la virulence du virus, de l'état de santé et de l'âge du sujet infecté et peut atteindre 3 à 4 jours (HANSON R.P., 1978).

## 4.2. Symptômes.

### 4.2.1. Formes suraiguës.

Elles sont caractérisées par une atteinte générale grave: abattement, plumage ébouriffé, tête basse...

Les mortalités sont brutales en un ou deux jours et touchent plus de 90% de l'effectif.

### 4.2.2. Formes aiguës

Elles évoluent en trois phases

#### \* Phase d'invasion

- signes généraux
- souvent oedèmes, cyanoses ou hémorragies des caroncules, crêtes et barbillons.

#### \* Phase d'état

Elle associe ou non différentes formes (BENNEJEAN G. et al., 1974; GRAMERE J.P et al. 1984).

- forme digestive : diarrhée verdâtre à hémorragique
- forme respiratoire : catarrhe occulo-nasal, trachéite, bronchite entraînant une respiration dyspnéique et bruyante liée à l'accumulation des mucosités dans les voies respiratoires, éternuement.

- forme nerveuse: convulsions, ataxie, mouvements anormaux, paralysie du cou, des ailes ou des pattes.

- chute de la ponte : oeufs plus petits, blanchâtres, hémorragie vitelline (GRAMERE J.P et al., 1984).

#### \* Phase terminale

On observe l'aggravation et la mort en quelques jours ou l'évolution progressive vers la guérison après une convalescence longue associée à des séquelles nerveuses (torticolis, paralysie), troubles oculaires, chute de ponte importante sur les femelles en production.

### 4.2.3. Formes subaiguës et chroniques.

Elles correspondent à l'étalement dans le temps des formes aiguës avec le plus souvent une exacerbation des signes respiratoires; il y a souvent complication par des mycoplasmes, des colibacilles, des pasteurelles. Les chutes de ponte sont observées éventuellement lors d'infection par une souche vélogène de volailles vaccinées ayant des titres en anticorps insuffisant pour empêcher l'atteinte de la grippe ovarienne. Les paralysies et les diarrhées sont rares (QUINN P.J et al., 1994)

### 4.2.4. Formes inapparentes.

Elles se caractérisent par une baisse de la productivité et de la qualité des oeufs.

## 5. Etude lésionnelle

Les lésions sont surtout de type hémorragique (pétéchies ou suffusions) et ulcéronécrotiques intéressant le tube digestif et les formations lymphoïdes (JORDAN F.T., 1992).

La présence ou l'absence de lésions sur différents organes dépend de la virulence et du tropisme des souches de virus. Il n'y a aucun parallélisme entre la gravité des symptômes et l'intensité des lésions.

### 5.1. Lésions macroscopiques

#### 5.1.1. Lésions hémorragiques

Elles siègent principalement sur le tube digestif :

- ventricule succenturié: pétéchies ou suffusions surtout marquées à la jonction avec la muqueuse oesophagienne et au sommet des papilles glandulaires.

- gésier : hémorragies généralement peu importantes visibles sous la cuticule.

- intestin: piquetés hémorragiques plus ou moins développés, marqués notamment sur la muqueuse cloacale, les amygdales coecales et les plaques de Peyer.

- pétéchies ou suffusions au niveau des séreuses synoviales, articulaires, de la grappe ovarienne, de la trachée, du coeur, de la crête, des barbillons et de la peau..., congestion au niveau du larynx.

#### **4.1.2. Lésions ulcéro-nécrotiques.**

Elles intéressent les formations lymphoïdes disséminées le long de l'intestin (anses duodénales et amygdales coecales).

Elles débutent par une atteinte hémorragique, évoluent vers la nécrose et aboutissent à la formation d'ulcères plats et allongés recouverts d'un magma fibrino-nécrotique.

Le foie, la rate et les reins ont un aspect congestif.

Toutes ces lésions sont absentes ou discrètes dans les autres formes évolutives et souvent modifiées par les surinfections bactériennes (inflammation des séreuses (aerosacculites, entérite catarrhale etc...))

#### **5.2. Lésions microscopiques**

Elles sont caractérisées par :

- Une inflammation respiratoire aiguë avec présence d'inclusions intracytoplasmiques (cellules de l'épithélium trachéal).

- Des lésions d'encéphalites diffuses (dégénérescence neurale, infiltration lymphoïde périvasculaire, nécrose des endothéliums capillaires et hémorragie).

Les lésions peuvent être très discrètes ou très marquées et sont le plus souvent inconstantes. D'où la nécessité de multiplier les autopsies pour constituer un tableau lésionnel complet.

### **6.Epidémiologie.**

#### **6.1. Descriptive**

La MN se traduit par d'importantes épizooties meurtrières se propageant rapidement d'un élevage à l'autre, d'une région à l'autre. Le taux de morbidité peut atteindre 80 à 100% et la mortalité est très souvent élevée (ALEXANDER D.J, 1988).

Au Sénégal, la maladie est le plus souvent déclarée entre février et mai (Afrique -Agriculture , 1993).

## 6.2. Analytique

### 6.2.1. Sources de virus et matières virulentes

#### 6.2.1.1. Oiseaux infectés.

Toutes les espèces d'oiseaux susceptibles d'abriter le PMV1 sont potentiellement dangereuses. Les oiseaux interviennent en tant que malades et porteurs.

##### - Les malades

La virémie constante lors d'évolution clinique entraîne la virulence de tous les tissus et organes, de toutes les sécrétions et excréments, en particulier les fientes et les sécrétions respiratoires.

##### - Les porteurs précoces

L'excrétion virale peut débuter un ou deux jours avant l'apparition des premiers symptômes.

##### - Les porteurs chroniques

L'excrétion peut persister deux mois ou plus après guérison.

##### - Porteurs sains

Ils sont variables selon l'espèce aviaire et le pouvoir pathogène de la souche virale. Une réaction négative ne permet pas d'exclure le portage: c'est le cas des palmipèdes ou les oiseaux de volière comme les psittacidés (ASPLIN F.D., 1952)

##### - Porteurs vaccinés

Un virus sauvage peut persister à faible niveau dans des groupes d'oiseaux bien vaccinés pour ne pas modifier de façon significative la réponse sérologique à la vaccination.

#### 6.1.1.2. Autres espèces

Certains mammifères (chats, rongeurs; ..) et l'homme peuvent être infectés et rester porteurs du virus pendant quelques jours. Ils jouent un rôle de transport passif du virus. (BRUGERE PICOUX J. et SILIM A, 1992). Le porc et le chien excrètent le virus trois jours après l'ingestion des carcasses contaminées (HANSON R.P., 1976).

### 6.2.1.3 Le milieu extérieur.

La grande résistance du virus dans le milieu entraîne la contamination des locaux, ustensiles et matériels.

### 6.2.1.4. Les produits d'origine animale.

Le virus peut persister deux ou trois mois à température ambiante et 2 ans à 4° c.

### 6.2.3. Voies de pénétration.

Dans les conditions naturelles, le virus pénètre par voie digestive et surtout respiratoire (CHANSON R.P., 1976).

### 6.2.4 Facteurs de sensibilité

Les gallinacés sont réceptifs . Les jeunes sont plus sensibles que les adultes. Le stress, la sous alimentation, les infections intercurrentes peuvent favoriser l'éclosion de la maladie.

### 6.2.5. Epidémiologie synthétique

#### \*Evolution en région infectée

Une fois la majorité des élevages infectés et les mesures médicales mises en place, la réceptivité et la sensibilité des populations diminuent et la maladie devient enzootique. Le virus continue à circuler dans les élevages mal protégés, soit à bas bruit, soit en provoquant des flambées épizootiques limitées.

#### \*Evolution dans l'élevage.

L' introduction d'une souche vélogène dans un élevage indemne et non vacciné est toujours catastrophique quelque soit l'âge des oiseaux et le taux de mortalité peut atteindre 80 à 100%.

A l'absence des mesures sanitaires adaptées, le virus persiste dans l'élevage (portage, conservation du virus dans le poulailler). Par la suite, la pratique de la vaccination peut modifier considérablement l'épidémiologie de la maladie.



L'immunité d'origine vitelline dont peuvent bénéficier les poussins peut les protéger durant 2 à 2,5 semaines et retarde d'autant l'apparition de la maladie.

Les données épidémiologiques permettent de suspecter la maladie, seul le diagnostic permet de confirmer l'affection.

## **7. Diagnostic**

### **7.1. Diagnostic clinique et épidémiologique**

Il est toujours difficile. En effet, la maladie peut être observée sur des espèces variées, sur des oiseaux de tous âges et en toute saison (ALEXANDRE D.J., 1974).

Les symptômes et lésions sont variables, inconstants et pas toujours caractéristiques. Il convient donc de poser un diagnostic différentiel en tenant compte des commémoratifs et du tableau épidémioclinique.

### **7.2. Diagnostic Différentiel**

#### **7.2.1. Avec les maladies d'allure septicémique :**

##### **Le choléra aviaire.**

On note surtout des oedèmes de la crête et des barbillons et une entérite hémorragique.

##### **La typhose**

Elle est moins contagieuse et touche les adultes. Le foie est congestionné, volumineux, verdâtre. La grappe ovarienne a un aspect flétri (LESBOUYRE G. 1985).

##### **La maladie de Gumboro**

La maladie frappe surtout les jeunes sujets de 3 à 6 semaines. Elle est moins contagieuse avec des mortalités faibles (25-50%). La bourse de Fabricius est d'abord hypertrophiée et oedématisée puis elle s'atrophie (DIALLO Y.N, 1978).

#### **7.2.2. Avec les maladies à dominante digestive**

- intoxications
- coccidioses intestinales

### 7.2.3. Avec les maladies respiratoires

de

Il faut distinguer la MN de la bronchite infectieuse qui frappe surtout les pondeuses (GARDIN Y., 1995)

### 7.2.4. Avec les maladies à dominante nerveuse

La maladie de Marek

## 7.3. Diagnostic de laboratoire

### 7.3.1. Diagnostic virologique

Les prélèvements sont constitués de cadavres récents ou d'organes refroidis avec des sachets de glace.

La culture du virus se fait par inoculation des prélèvements traités dans le sac allantoïdien d'oeufs embryonnés de 9 à 11 jours.

### 7.3.2. Le diagnostic sérologique.

On tient compte des commémoratifs. Les sérums sont prélevés sur des animaux judicieusement choisis et sont analysés par différentes méthodes.

\* L'inhibition de l'hémagglutination

C'est la réaction la plus spécifique à la MN (cf. matériel et méthode).

\* La séroneutralisation.

Elle est très sensible mais très délicate

\* ELISA

Elle est d'usage très facile mais nécessite l'achat de Kits relativement coûteux. Les résultats sont bien corrélés avec la séroneutralisation (MEULEMANS et al., 1987).

## 8. Pronostic

### 8.1. Médical

La MN est une maladie très meurtrière. Le passage à la chronicité entraîne la présence de porteurs permettant la dissémination du virus.

## 8.2. Economique

La maladie entraîne des pertes considérables dues aux mortalités et aux chutes de production.

## 9. Traitement

Il n'existe pas de traitement. Seules les complications bactériennes observées chez les oiseaux infectés par les souches peu pathogènes peuvent être traitées aux antibiotiques pour diminuer la gravité des problèmes respiratoires en limitant le développement des germes secondaires (mycoplasmes, colibacilles,...).

## 10. Mesures de prophylaxie

### 10.1. Prophylaxie sanitaire

Dans une zone endémique comme le Sénégal, le contrôle des mouvements de volailles assortis de quarantaine de 15 jours ne peut se justifier. Seules les mesures classiques d'hygiène, de nettoyage et de désinfection sont indispensables.

Il faut donc protéger les effectifs indemnes par l'application des mesures de prophylaxie sanitaire défensive:

- éviter l'introduction du virus dans les élevages sains,
- acheter des volailles saines,
- éviter les transits de volailles,
- éviter l'entrée dans l'élevage du vecteur susceptible de transporter le virus (F. PETIT, 1991).

Si un foyer infectieux apparaît, les seuls moyens de lutte efficaces sont :

- Abattage par gazage des oiseaux ,destruction des cadavres et des oeufs qui sont enfouis dans la chaux ou conduites au centre d'équarrissage désigné.
- Désinfection des bâtiments et du matériel d'élevage (soude à 2%, formol à 2%,...)
- Destruction des litières (feu), désinfection (formol, soude).
- vide sanitaire pendant 15 jours à 1 mois.

Toutes ces mesures offensives et défensives ne sont efficaces que si le diagnostic est rapide.(ALEXANDER D.J, 1988).

## 10.2. Prophylaxie médicale

Elle repose sur l'immunisation. On distingue deux types d'immunisation :

\* L'immunisation passive ou sérothérapie.

Elle est aléatoire et peu efficace. L'immunité conférée est peu durable. C'est une méthode onéreuse utilisée chez les animaux de grande valeur (GUITET, M. et al., 1974).

\* L'immunisation active ou vaccination.

Actuellement il existe deux types de vaccins. Les vaccins vivants atténués et les vaccins inactivés avec adjuvant huileux.

- **Les vaccins à virus vivants atténués.**

Différentes souches de virus sont utilisées, peu ou non pathogènes, lentogènes et même mésogènes.

- La souche HITHNER B<sub>1</sub> (HB<sub>1</sub>), bien qu'apathogène, peut provoquer d'éphémères réactions vaccinales: elle est utilisée en primo-vaccination, le virus vaccinal diffuse peu après la vaccination (TABLEAU V).

- La souche LA SOTA est moins atténuée pour le genre Gallus que HB<sub>1</sub> et peut entraîner des troubles respiratoires sans conséquences sur des animaux sains. Cette souche est légèrement plus immunogène que HB<sub>1</sub>. On ne la prescrit qu'en rappel de HB<sub>1</sub> et jamais au cours de ponte. La diffusion du virus vaccinal est marquée (MEULEMANS G., 1988).

D'autres souches existent mais les plus couramment utilisées sont les deux citées.

- **Vaccins à virus inactivés (voire annexes II).**

Ils sont associés à des adjuvants dont la fonction est d'exacerber l'immunité aussi bien non spécifique que spécifique. On distingue les vaccins à adjuvant huileux et les vaccins à adjuvant non huileux, récemment proposés pour limiter les réactions locales consécutives à l'injection chez certains types d'oiseaux (pigeon de concours).

Sauf cas exceptionnel, les vaccins sont essentiellement utilisés en dernier rappel de vaccination juste avant l'entrée en ponte.

Ils confèrent une immunité humorale intense et durable permettant d'assurer la protection de l'adulte et de sa descendance au cours des premiers jours (PICAULT J.P. et al. , 1993).

Les modalités vaccinales sont basées sur le tropisme du PMV<sub>1</sub> pour l'épithélium des premières voies respiratoires.

- trempage de bec pour les poussins d'un jour ou instillation oculo-nasale (utilisable que sur de petits effectifs à cause de la lourdeur des manipulations), (Voir TABLEAU V).

- utilisation d'eau de boisson contenant du vaccin, c'est une technique qui, bien que très pratique, est peu fiable car elle dépend trop de la qualité de l'eau, de la nature des récipients et de la technicité de l'éleveur. (Voir TABLEAU VI).

- Nébulisation : le vaccin est dilué dans de l'eau exempte d'antiseptiques, peu minéralisée et vaporisée sur les oiseaux en micro-gouttes à l'aide de nébuliseurs. (Voir TABLEAU VI).

La dose vaccinale est à calculer en fonction du volume du bâtiment et du nombre d'oiseaux et la réponse immunitaire est précoce et uniforme. Ce type de vaccination peut réveiller une mycoplasmosse occulte.

- Injection sous cutanée, transcutané et intramusculaire. Elle se fait généralement au niveau du muscle du bréchet ou sous la peau en partie supérieure du cou. (Voir TABLEAU VII)

**TABLEAU IV** : Quelques propriétés relatives des souches HB<sub>1</sub> et LA SOTA (GUITTET M. ; BENNEJEAN G. ; 1974)

| Critères                                 | HB <sub>1</sub> | LA SOTA         |
|--|-----------------|-----------------|
| Pathotype                                | Lentogène       | Lentogène       |
| Caractère invasif                        | +               | ++              |
| Pouvoir de diffusion                     | +               | ++              |
| Pouvoir immunisant                       | ++              | +++             |
| Durée de l'immunité                      | 6 à 8 semaines  | 8 à 10 semaines |
| Anticorps IHA                            | 1%              | 1/200           |
| (S+3, poulets E.O.P.S                    | 1/10 à 1/320    | 1/40 à 1/640    |
| Interférence avec les anticorps transmis | ++              | +               |

**TABLEAU V :** Modalités d'administration individuelle des vaccins vivants de la maladie de Newcastle. Vaccins virus vivants. (GUITTET M. ; BENNEJEAN G. ; 1974)

|                                    | Applications<br>Avantages<br>Inconvénients   | Précautions particulières   |
|------------------------------------|--|---|
| Instillation oculaire<br>ou nasale | Petits effectifs. Très efficace<br>Protection très rapide (3 à 4j)<br>Long (mais pour petit effectif)                      | Eau pas trop froide (sinon<br>conjonctivité)<br>S'assurer de la résorption de la<br>goutte de liquide vaccinal. |
| Trempage du bec                    | Petits effectifs<br>Efficace<br>Plus aléatoire que la voie oculo-<br>nasale.<br>Assez long (mais pour petits<br>effectifs) | Trempier les narines  |

**Tableau VI :** Modalités d'administration collective des vaccins à virus vivants (GUITTET M. ; BENNEJEAN G. ; 1974)

|                       | Applications<br>Avantages<br>Inconvénients  | Précautions particulières  |
|-----------------------|---|--|
| Par Nébulisation      | Grands effectifs<br>Primo vaccination ou rappel.<br>très pratique, très rapide<br>Très efficace<br>Protection rapide<br>Risque de réaction respiratoire<br>Parfois difficile de regrouper les animaux (dispersion du vaccin | Pas de courant d'air pendant la vaccination et dans les 30mn qui suivent.<br>Diluant = eau distillée ou eau minérale.<br>Port de masque et lunettes conseillées.<br>Gouttelettes ni trop fines, ni trop grosses.<br>Nébuliser environ 50cm au dessus des oiseaux.  |
| Dans l'eau de boisson | Grands effectifs plutôt en rappel<br>Pratique<br>Pas de réaction respiratoire<br>Assez efficace   | Assoiffer environ 2h<br>Nombre suffisant d'abreuvoirs.<br>Doit être absorbé en 30 à 60mn.<br>Matériel sans trace de désinfectant ou de détergent.<br>Eau minéral ou de source sinon neutraliser le chlore résiduel<br>Bien calculer le volume d'eau stabiliser le virus à l'aide de poudre de lait écrémé. |

**TABLEAU VII : Modalités d'administration des vaccins à virus inactivés  
(GUITTET M. ; BENNEJEAN G., 1974)**

|  | <b>Applications<br/>Avantages<br/>Inconvénients</b>   | <b>Précautions<br/>particulières</b>  |
|--|---|---|
| <b>Injection<br/>Sous-cutanée<br/>ou<br/>intramusculaire</b> | <p>Méthode individuelle</p> <p>Dernier rappel avant l'entrée en ponte (des exceptions)</p> <p>Excellente immunité (plus efficace si précédé par vaccin vivant)</p> <p>Protection durable</p> <p>Vaccins stables souvent multivalents (baisse du coût)</p> | <p>Agiter le flacon avant et pendant la vaccination</p> <p>Injecter le bon volume au bon endroit</p> <p>Changer régulièrement d'aiguille</p> <p>Veiller à ne pas inoculer un opérateur</p> <p>Ne pas brusquer les oiseaux</p> |
| <b>Administration<br/>trans-cutanée</b>                      | <p>Idem supra, et :</p> <p>Bonne dispersion du vaccin dans l'organisme - plus immunogène</p> <p>Absence d'aiguille</p> <p>Manipulation rapide</p>   | <p>Idem supra (excepté pour l'aiguille), et :</p> <p>Bien positionner l'appareil sur l'animal.</p>  |

### 10.3. Choix du vaccin utilisé en aviculture traditionnelle

Les vaccins vivants atténués (souches HITCHNER B<sub>1</sub> et LASOTA utilisés en général en primo-vaccination dans les élevages modernes) sont d'une trop grande fragilité pour être utilisés en milieu villageois. Les seuls vaccins utilisables sont les vaccins inactivés, réputés relativement stables à la température ambiante : malgré tout, aucun vaccin n'est réputé capable de supporter plus de quelques jours, voire quelques heures, des températures de 30°C ou plus et il importe donc de pouvoir assurer la conservation des vaccins dans les conditions préconisées par les fabricants (+2°C à 8°C) jusqu'au moment où il sera distribué dans les villages (à ce niveau, il sera également mis en oeuvre des moyens traditionnels pour la conservation du vaccin à une température la plus "basse" possible, compatible avec le maintien d'une



antigénicité maximale du vaccin ). En plus de ses avantages ci-dessous cités, l'ITANEW<sup>MD</sup> a été choisi<sup>Pow-C</sup> (SAUNDERS M.J., 1984).

- Facilité d'administration (I.M ou S.C)
- "Relative" thermostabilité
- Conditionnement en flacons du 50 ml (100 doses )
- Nature : cf. prospectus
- Prix : 2.500 F CAF/ flacon. (Voir Annexe)

# LAPROVET



## ITA-NEW

Vaccin inactivé huileux injectable contre la maladie de Newcastle.

### CARACTERISTIQUES DU VACCIN

- Il est élaboré à partir de souches hautement vélogènes et très immunogènes et a un titre antigénique très élevé (1 milliard de virus par dose au minimum), qui lui confère une activité vaccinale extrêmement puissante.

- Il est inactivé par la Beta-Propiolactone et répond à toutes les règles édictées par les normes internationales. Il a perdu toute virulence et tout pouvoir infectieux.

- Il est en émulsion huileuse d'une stabilité parfaite (huile minérale et mode d'émulsion brevetés), ce qui, par une résorption très lente du vaccin dans les tissus, entraîne une augmentation de sa valeur immunogène, une élévation du taux d'anticorps et un allongement de la durée de l'immunité (6 à 12 mois ou plus, suivant les espèces et les individus).

- Il est injectable, obligeant à une vaccination individuelle, ce qui permet d'assurer la protection réelle de tous les oiseaux sans exception. L'injection se pratique soit sous la peau à la base de la partie dorsale du cou (entre les ailes), soit dans les muscles du bréchet (partie antérieure de préférence). Au lieu d'injection se forme un petit nodule réactionnel qui persistera plusieurs semaines, assurant ainsi l'élaboration d'anticorps nombreux et durables.

- Il se conserve entre + 2° et + 8° pendant plus de deux et même trois ans. Il supporte sans dommage des températures de 15° à 25° pendant plusieurs jours, ce qui facilite son transport entre deux séjours à température basse. Il ne doit jamais être refroidi à moins de 0° et ne doit jamais être réchauffé à plus de 50°, sinon il perd partiellement ou totalement ses qualités.

Avant utilisation, il doit être réchauffé lentement pendant 10 à 12 heures à la température d'un local d'habitation (15° à 20°) : l'émulsion sera alors plus fluide et son homogénéisation sera améliorée par une agitation très vigoureuse du flacon avant et en cours d'utilisation.

- Notons qu'un flacon entamé et bien conservé, peut-être utilisé jusqu'à 7 jours plus tard.

### AVANTAGES - UTILISATION

ITA-NEW est conseillé pour tous les oiseaux sensibles à la maladie de Newcastle : poules, dindons, pintades, canards, perdrix, faisans, pigeons, etc...

ITA-NEW peut être utilisé dès l'âge de 1 jour à la dose de 0,2 à 0,3 ml suivant l'espèce.

ITA-NEW peut-être utilisé à n'importe quel âge et n'importe quel stade de la vie économique (ponte ou reproduction). Aucun effet négatif ou dépressif ne suit l'injection si toutes les conditions de l'intervention sont bonnes et si l'animal vacciné est en parfaite santé au moment de l'intervention.

ITA-NEW développe une immunité dès le 8e jour qui suit l'injection et celle-ci atteint son maximum après la 2e semaine.

ITA-NEW développe l'immunité sans mobiliser ni détruire les anticorps pré-existants et par conséquent, ne provoque pas de phase négative après l'injection.

### RECOMMANDATIONS

- Ne pas vacciner moins de 3 semaines avant l'abattage
- Ne pas vacciner avec une solution trop froide, sinon vous pouvez choquer les oiseaux et en tuer quelques-uns.
- Ne pas vacciner in-extremis un élevage déjà contaminé, car il serait trop tard pour espérer l'installation d'une immunité qui demande 10 à 15 jours pour être totale.
- Injecter ITA-NEW de préférence sous la peau du dos entre les ailes ou à la rigueur en intramusculaire dans la partie antérieure des muscles du bréchet

### POSOLOGIE (toutes espèces)

Suivre les directives du Docteur-vétérinaire. D'une façon générale, les posologies suivantes sont utilisées :

- 1/ A la naissance (poussins) 0,2 à 0,3 ml.
- 2/ Oiseaux de 3 à 5 semaines
  - 0,3 ml faisandeaux et poulets de chair
  - 0,5 ml poulettes et dindonneaux (jusqu'à 1 ml selon poids).
- 3/ Oiseaux de plus de 5 semaines.
  - 0,5 ml pour poulets, poules, dindons, faisans, pintades.

### PRESENTATIONS

- Flacon de 500 ml (1000 doses de 0,5 ml)
- Flacon de 250 ml (500 doses de 0,5 ml)
- Flacon de 50 ml (100 doses de 0,5 ml)

### TEMPS D'ATTENTE

Néant

### AMM N°

50 ml N° 690 035 4 0381 V  
250 ml N° 690 036 0 0381 V  
500 ml N° 686 180 3 0381 V

### USAGE VETERINAIRE

LAPROVET BP 2262 37022 TOURS CEDEX FRANCE  
TEL. 47 62 60 90. FAX 47 49 43 80. TELEX 750317F

**DEUXIEME PARTIE :  
ETUDE EXPERIMENTALE**

## Chapitre I : MATERIEL ET METHODES

### 1. Zones et périodes d'étude.

Le choix des villages a été fait par l'équipe du PRODEC Volet 3A en fonction de leur programme de travail. (cf carte n° 2)

Cinq villages de la régions de Kaolack et cinq autres villages de la région de Fatick ont été choisis, les premiers pour l'étude de l'efficacité de la vaccination et les seconds pour étudier l'effet du déparasitage.

Le deuxième village de la zone de Fatick a servi à la fois de témoin non vacciné pour tous les lots puis a participé à l'étude "vaccination déparasitage (lot 2). Les zones choisies se répartissent comme suit :

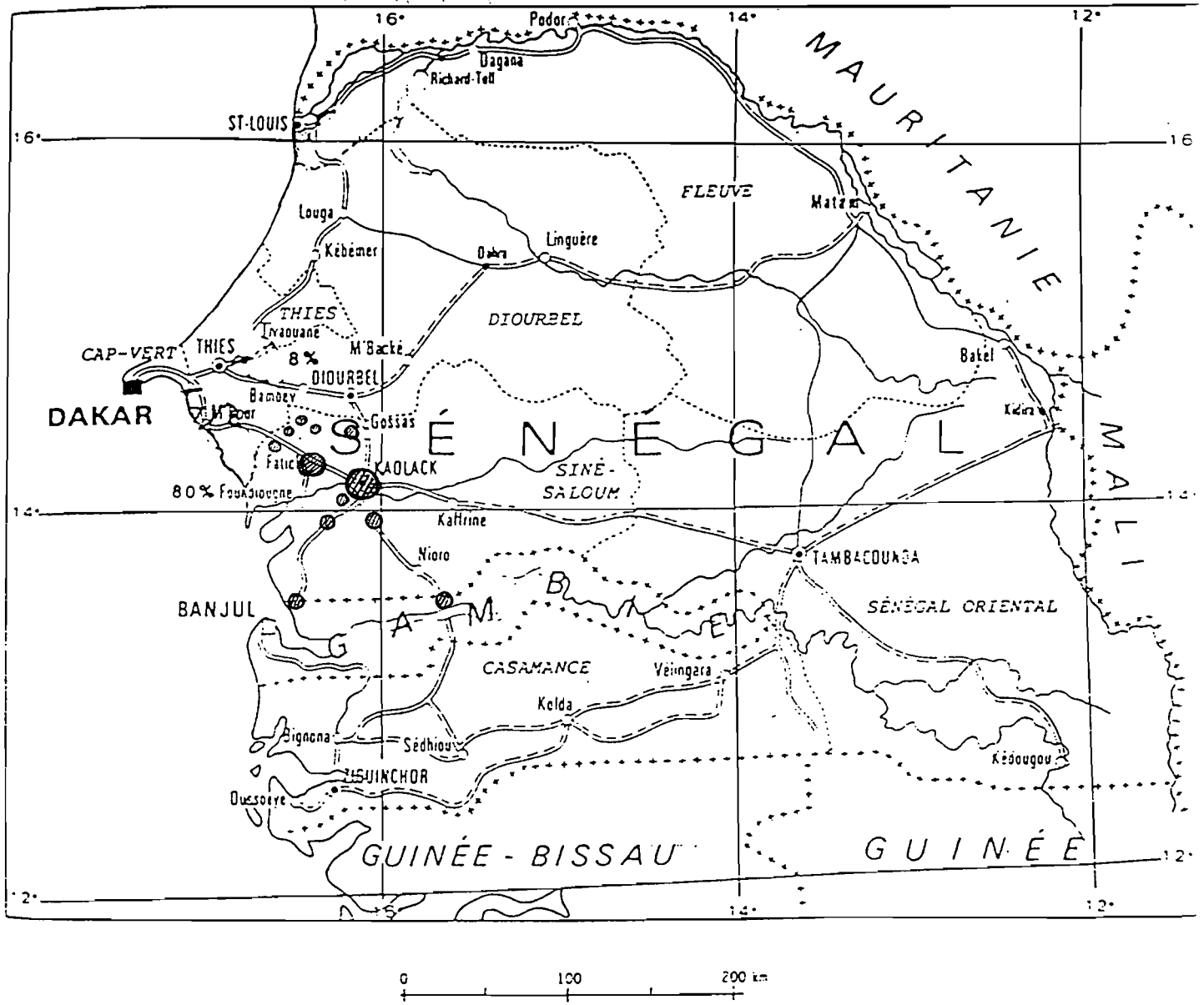
**TABLEAU VIII** : Zones d'études

| Régions | Départements    | Zone ou villages  |
|---------|-----------------|---|
| Kaolack | 1- Nioro du Rip | 1. Gapath : 38 km de Kaolack = A<br>2. Médina Thiamène : 53 km = B <sub>1</sub>   |
|         | 2- Kaolack      | 1. Ndiobène : 30 km = B <sub>2</sub><br>2. Koutièye : 39 km = C <sub>1</sub><br>3. Ndiaffat Sérère : 37 km = C <sub>2</sub>                                   |
| Fatick  | Gossas          | 1. Barkayel : 40 km de Kaolack = I<br>2. Ndoc Djoma Koumba : 42 km = II<br>3. Gassel : 45 km = III<br>4. Thiabediène : 46 km = IV<br>5. Ndoc Peul : 50 km = V |

Le travail de terrain s'est déroulée de Décembre 1995 à mi-Avril 1996 pour les prélèvements de sang dans les cinq villages de Kaolack et de Février à fin mars 1996 pour l'essai vaccination et déparasitage dans les cinq villages de Fatick.

Carte 2. ZONES d'étude

Légende: ● villages enquêtés



## 2. Echantillonnage

### 2.1. Contrôle de l'efficacité des vaccinations

Les prélèvements de sang ont été effectués sur des oiseaux vaccinés ou non, amenés par les éleveurs volontaires. Le tableau IX présente le nombre de volailles obtenu par village et selon la période de vaccination.

**TABLEAU IX** : Nombre de volailles obtenues par village en fonction des campagnes de vaccination

| Villages     | Nombre de volailles obtenues |               |       | Nombre de campagnes | Intervalle entre les deux dernières campagnes | intervalle entre la dernière campagne et prélèvement | Equipe de vaccinateur* |
|--------------|------------------------------|---------------|-------|---------------------|---|--|------------------------|
|              | Vaccinées                    | Non vaccinées | Total |                     |   |  |                        |
| <b>T</b>     |                              | 201           | 201   | 0                   |   |  |                        |
| <b>A</b>     | 150                          | 51            | 202   | 1                   |   | 1 mois   | P                      |
| <b>B2</b>    | 58                           |               | 58    | 2                   | 5 mois  | 1 mois   | P                      |
| <b>B1</b>    | 85                           | 67            | 152   | 2                   | 12 mois                                       | 2 mois   | P                      |
| <b>C1</b>    | 162                          | 8             | 170   | 3                   | 12 mois                                       | 3 mois   | D.S.A                  |
| <b>C2</b>    | 64                           | 38            | 102   | 3                   | 8 mois  | 4 mois   | D.S.A                  |
| <b>Total</b> | 519                          | 366           | 885   |                     |   |  |                        |

\* Equipe de vaccinateurs

P = projet (V.S.F)

D.S.A. = Délégué en Santé Animale

### 2.2. Effet du déparasitage sur la réponse immunitaire des volailles vaccinées

Les volailles nous ont été volontairement amenées par les éleveurs. Celles qui ont participé à l'essai ont été identifiées individuellement à l'aide de bandelettes de tissu, et prélevées trois semaines après vaccination de toutes les volailles et déparasitage. D'autres ont été simplement vaccinées et déparasitées. Le nombre de prélèvements est donné dans le tableau suivant.

**TABLEAU X** : Nombre de volailles obtenues par lot dans la région de Fatick

| <b>Lots</b>  | <b>Volailles vaccinées non déparasitées</b> | <b>Volailles vaccinées déparasitées</b> | <b>Total</b> |
|--------------|---|---|--------------|
| <b>1</b>     | 34  | 40                                      | 74           |
| <b>2</b>     | 36  | 31                                      | 67           |
| <b>3</b>     | 19  | 26                                      | 45           |
| <b>4</b>     | 29  | 31                                      | 60           |
| <b>5</b>     | 27  | 24                                      | 51           |
| <b>Total</b> | 145   | 152                                     | 297          |

### 3. Matériel animal

L'enquête a porté sur des volailles cliniquement saines, âgées de 2 mois ou plus de sexe différents. Au total, les prélèvements ont été réalisés sur 1182 volailles.

### 4. Produits utilisés

- Vaccin inactivé huileux ITANEW (LAPROVET)
- Vermifuge polyvalent volaille (LAPROVET) dont les principes actifs sont le niclosamide et le levamisole, actifs sur les vers ronds et plats.

### 5. Observations sur le terrain

En même temps que les prélèvements, nous avons fait certaines observations et des enquêtes orales sur la conduite de l'élevage.

### 6. Etude sérologique

#### 6.1. Prélèvements

Les prélèvements ont été effectués à la veine alaire à l'aide d'un tube vénoject au minimum trois semaines après vaccination. Chaque tube a été identifié individuellement de la façon suivante (annexe)

- Village
- Age approximatif (jeune ou adulte non emplumé ou emplumé)
- Sexe
- Date de prélèvement et de vaccination

## **6.2. Récolte et conservation du sérum**

Les sérums récoltés après sédimentation ont été aliquotés et congelés à -20°C jusqu'à l'analyse effectuée à l'Institut Sénégalais de Recherche agricole à Dakar (ISRA - LNERV).

Au total 1182 sérums ont été récoltés et analysés.

## **7. Le test d'inhibition de l'hémagglutination (IHA)**

La technique utilisée est la macrométhode, technique de référence du CNEVA de Ploufragan (PICAULT J.P. et al., 1993 ; GUITTET M., 1991 et BENNEJEAN G., 1974).

### **7.1. Domaine d'application**

Cette technique permet de titrer les anticorps inhibant l'hémagglutination des paramyxovirus aviaires de type 1. L'antigène est une souche lentogène fournie par le CIRAD-EMVT.

### **7.2. Principes et réactions**

Les PMV<sub>1</sub> possèdent à leur surface des hémagglutinines ayant la propriété d'agglutiner des hématies. Ainsi en présence d'un excès de PMV<sub>1</sub> une suspension d'hématie de poule ne sédimente pas pendant un certain temps (ce temps est fonction de la propriété d'ebulition du virus, due à une enzyme virale: la neuraminidase). Cette propriété hémagglutinante du virus peut-être inhibée spécifiquement par des anticorps induits chez l'hôte par les hémagglutinines virales : ce sont les anticorps inhibant l'hémagglutination (PICAULT J.P. et al., 1993)

### **7.3. Le mode opératoire (cf. Annexe I, II et III)**

Il comporte :

- le titrage de l'activité hémagglutinante du virus
- l'ajustement de la solution virale à 4 UH
- le titrage des anticorps IHA



#### 7.4. Interprétation

Des titres IHA inférieur ou égal à 8 correspondent à l'absence d'anticorps anti-Newcastle.

Des titres supérieur ou égal à 16 signent la présence d'anticorps décelables dans le sérum (PICAULT J.P., 1993).

En fonction des commémoratifs (volailles vaccinées ou non) on interprète un titre IHA non nul comme étant lié au contact avec le virus vaccinal ou le virus sauvage.

Le vaccin inactivé huileux en primo-vaccination entraîne des titres moyens de 256 à 512 (LES PESTES AVIAIRES).

Des titres de 1024 et plus chez les volailles vaccinées peuvent signer un contact double avec le virus sauvage et vaccinal. (CIRAD-EMVT, 1994).

#### 7.5. Analyses statistiques

Les titres IHA individuels ont été regroupés par classes, selon les interprétations données ci-dessus.

- titres de 0 à 8 = titres nuls
- titres de 16 à 256 = titres moyens
- titres de 512 à 4096 = titres élevés.

La comparaison des répartitions des titres IHA entre les volailles vaccinées et non vaccinées et les volailles vaccinées et déparasitées ou vaccinées non déparasitées a été effectuée par lot à l'échelle de la population.

L'existence d'une différence significative ayant été déterminée par le calcul du KHI DEUX (logiciel EXCEL et EPI INFO)

## Chapitre II. RESULTATS

### 1. Observations sur le terrain

#### 1.1. Les poulaillers

Dans tous les villages les poulaillers sont peu spacieux et réalisés à partir de matériaux locaux (tiges, pailles de graminées, briques en terre ou débris de tôles,...).

Ils abritent l'ensemble des effectifs à l'exception des poules couveuses.

#### 1.2. Conditions d'élevage

Il n'existe aucune surveillance particulière hormis le fait de sortir les volailles le matin et de les rentrer le soir. Pendant la journée elles divaguent dans le village et les champs avoisinants.

La volaille se nourrit à la "débrouille" : restes de cuisine ou sous produits agricoles (mil, sorgho...).

L'eau de boisson est donné dans de simples morceaux canaries ou de boîtes à n'importe quel endroit de la cour.

#### 1.3. Aspect sanitaire

Que ce soit au niveau du poulailler ou de l'abreuvement, on note un manque d'hygiène.

L'isolement des volailles nouvellement introduites n'est pas respecté. Les volailles malades ne sont pas isolées, encore moins éliminées.

La couverture sanitaire est quasi-inexistante. Pendant notre suivi, on a remarqué constater essentiellement la variole aviaire et les ectoparasites.

Les seuls véritables soins dont bénéficie les volailles sont réalisés par le vétérinaire privé qui travaille avec l'équipe de Vétérinaires Sans Fontrière du PRODEC. Des Délégués en Santé Animales (D.S.A.) ont été formés et pratiquent des soins dans les villages encadrés par le PRODEC et aux alentours. Ces D.S.A. sont suivis et encadrés par le vétérinaire privé.

Aux dires des paysans, des mortalités ont été constatés dans la majorité des villages;

Elles concernent surtout les volailles non vaccinées notamment les jeunes.

## 2. Etude sérologique

### 2.1. Titres IHA en anticorps anti-Newcastle pour les lots vaccinés ou non vaccinés.

#### 2.1.1. Résultats globaux pour la population.

Le tableau XI et la figure 1 présentent les résultats pour les populations de volailles vaccinées et non vaccinées prélevés dans les zones de Kaolack et de Fatick. Il ressort de ce tableau que la population de volaille vaccinée est significativement différente de la population non vaccinés dont les titres IHA sont plutôt faibles voir nuls. La majorité des volailles vaccinées présentent des titres IHA moyens à élever.

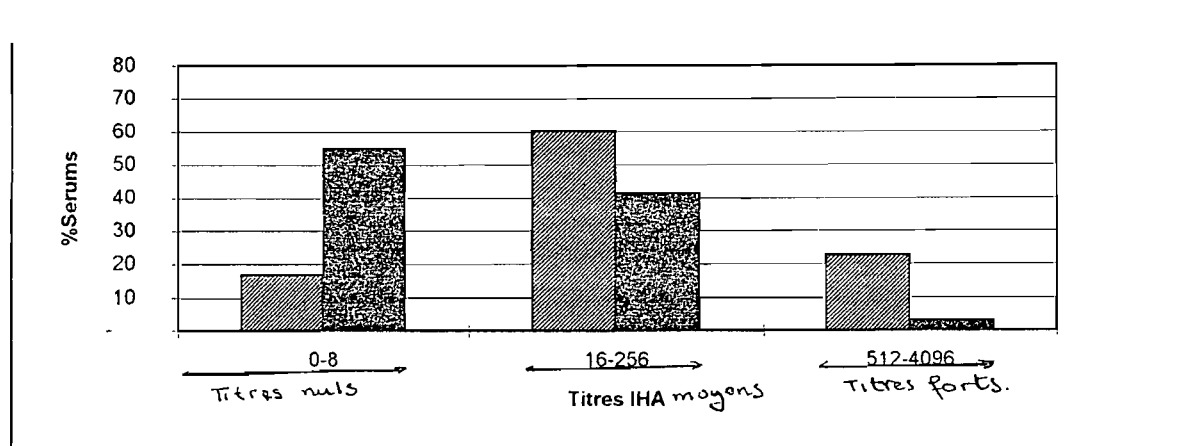
**TABLEAU XI** : Comparaison des populations de volailles vaccinées et non vaccinées

|               | Titres IHA nuls |    | Titres IHA moyens |    | Titres IHA forts |    |                  |
|---------------|-----------------|----|-------------------|----|------------------|----|------------------|
|               | Nb S            | %  | Nb S              | %  | Nb S             | %  |                  |
| Vaccinées     | 88              | 17 | 313               | 60 | 118              | 23 | S*<br>(p= 0,001) |
| Non vaccinées | 202             | 55 | 152               | 42 | 12               | 3  |                  |

Nb S = Nombre de sérum

S\* = Différence significative

p = Probabilité



**Figure 1** : Répartition des titres IHA pour la population totale

Légende :

- Volailles non vaccinées
- ▨ Volailles vaccinées.

### 2.1.2. Résultats sérologiques des lots vaccinés et non vaccinés : Comparaison par village.

La répartition des titres IHA des différents lots est représenté sur le tableau suivant.

**TABLEAU XII** : Comparaison des titres IHA des volailles vaccinées et non vaccinées dans chaque village.

| Villages |     | Titres IHA nuls |    | Titres IHA moyens |      | Titres IHA élevés |      |             |
|----------|-----|-----------------|----|-------------------|------|-------------------|------|-------------|
|          |     | Nb S            | %  | Nb S              | %    | Nb S              | %    |             |
| A        | VV  | 6               | 4  | 102               | 68   | 42                | 28   | NS          |
|          | VNV | 11              | 21 | 38                | 75   | 2                 | 4    |             |
| B1       | VV  | 21              | 25 | 43                | 50   | 21                | 25   | S<br>p=0,01 |
|          | VNV | 37              | 55 | 24                | 35   | 7                 | 10   |             |
| C1       | VV  | 44              | 27 | 94                | 58   | 24                | 15   | NS          |
|          | VNV | 2               | 25 | 3                 | 37,5 | 3                 | 37,5 |             |
| C2       | VV  | 16              | 25 | 34                | 53   | 14                | 22   | S<br>p=0,01 |
|          | VNV | 19              | 50 | 19                | 50   | 0                 | 0    |             |
| B2       | VV  | 1               | 2  | 40                | 69   | 17                | 29   |             |
| T        | VNV | 133             | 66 | 68                | 34   |                   |      |             |

#### Légendes

VV = Volailles vaccinées

VNV = volailles non vaccinées.

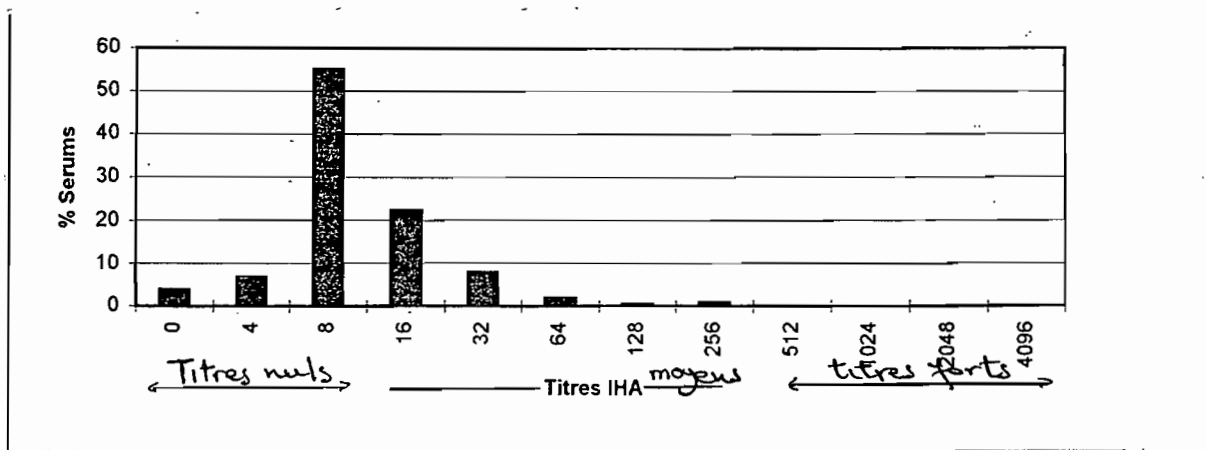
S = Différence significative

NS = Non significatif

#### 2.1.2.1. Lot témoin

Plus de la moitié des sérums testés (66%) ont des taux d'anticorps nuls (titres de 0, 4 ou 8) et 34% ont des titres moyens (titres de 16 à 256). Il n'y a pas de titres élevés (plus de 256).

Comme le montre la figure 2, la majorité des titres IHA sont situés entre 0 et 16.



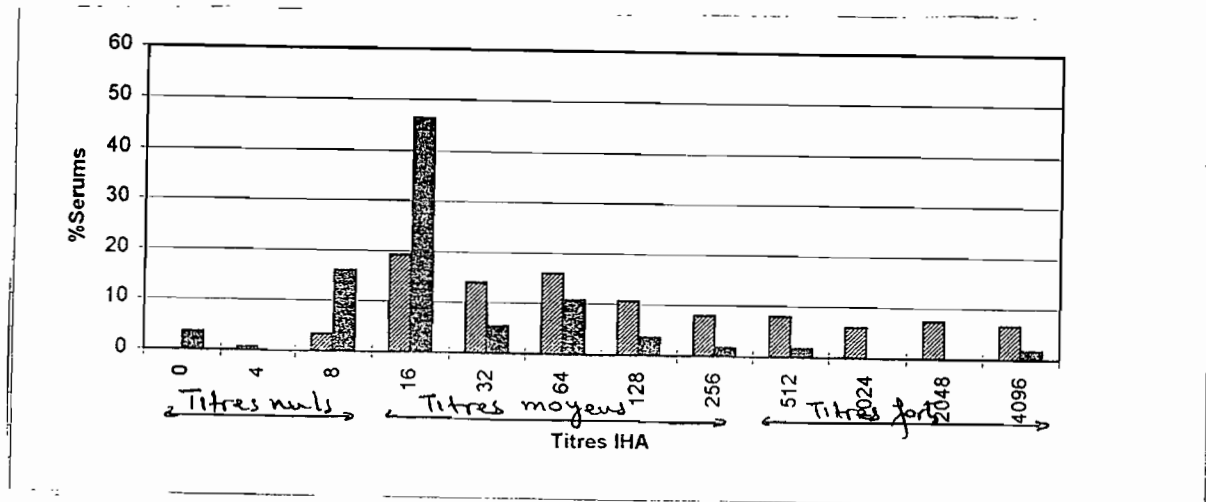
**Figure 2 :** Répartition des Titres IHA Lot témoin

Légende : Sujet non vacciné = ■

### 2.1.2.2. Autres lots

#### \* Sujets vaccinés

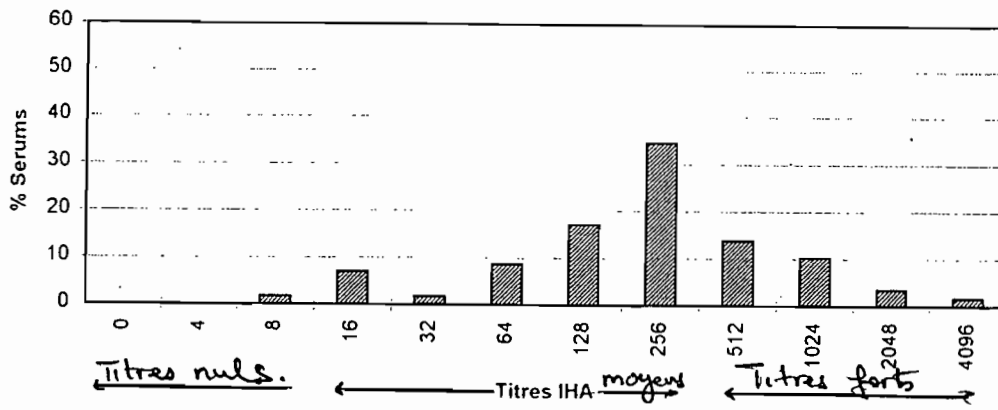
Le pourcentage des titres nuls dans les lots A et B2 sont faibles : respectivement 4 et 2% de sérums testés. Par contre le pourcentage des titres moyens et ont pratiquement les mêmes valeurs (68 et 69%).



**Figure 3 :** Répartition des titres IHA lot A

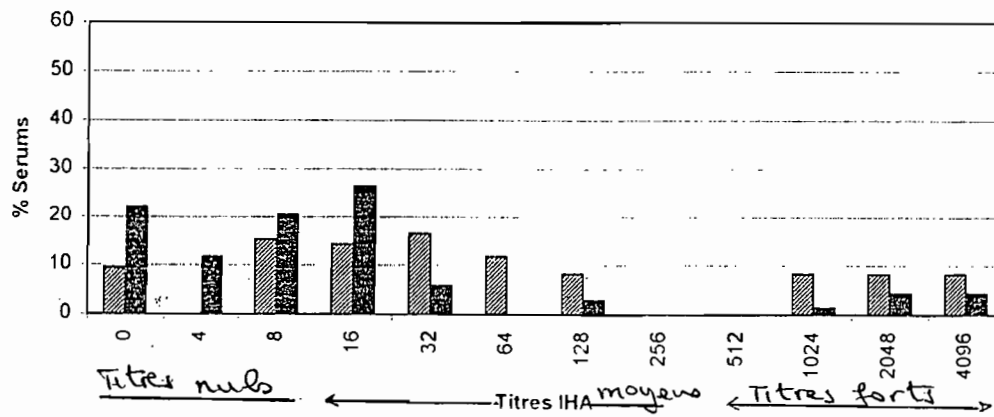
Légendes :

- Volailles non vaccinées
- ▨ Volailles vaccinées



**Figure 4** : Répartition des Titres IHA lot B 2.

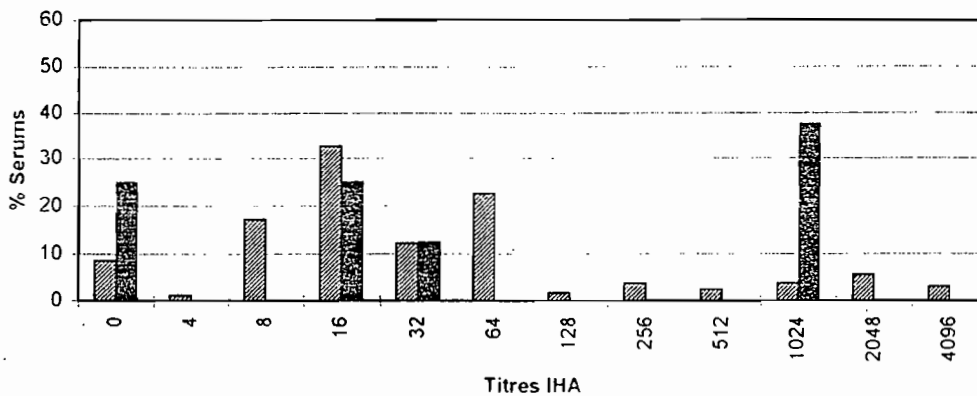
Légende :



**Figure 5** : Répartition des titres IHA lot B 1

Légendes :

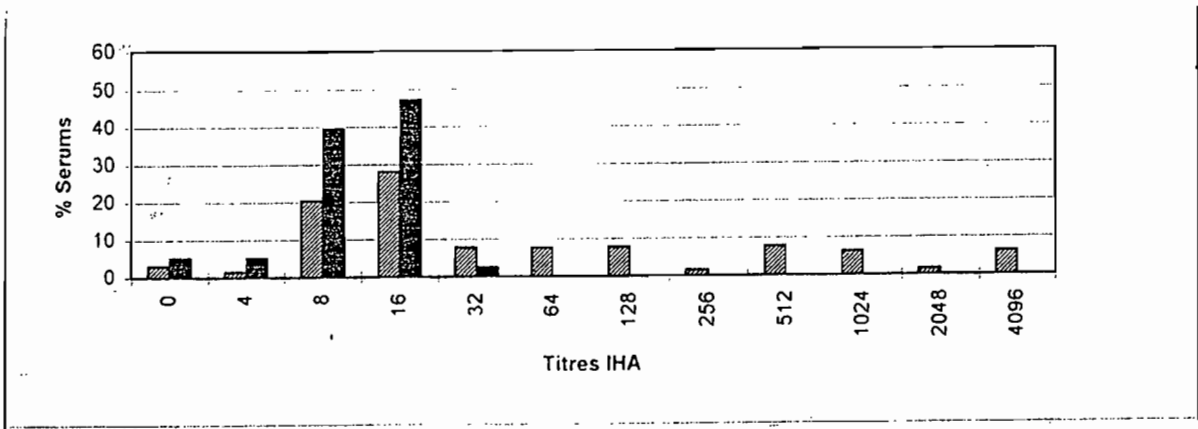
- Volailles non vaccinées
- ▨ Volailles vaccinées



**Figure 6** : Répartition des titres IHA lot C 1

Légendes :

- Volailles non vaccinées
- ▨ Volailles vaccinées



**Figure 7 :** Répartition des titres IHA lot C<sub>2</sub>

**Légendes :**

- Volailles non vaccinées
- ▨ Volailles vaccinées

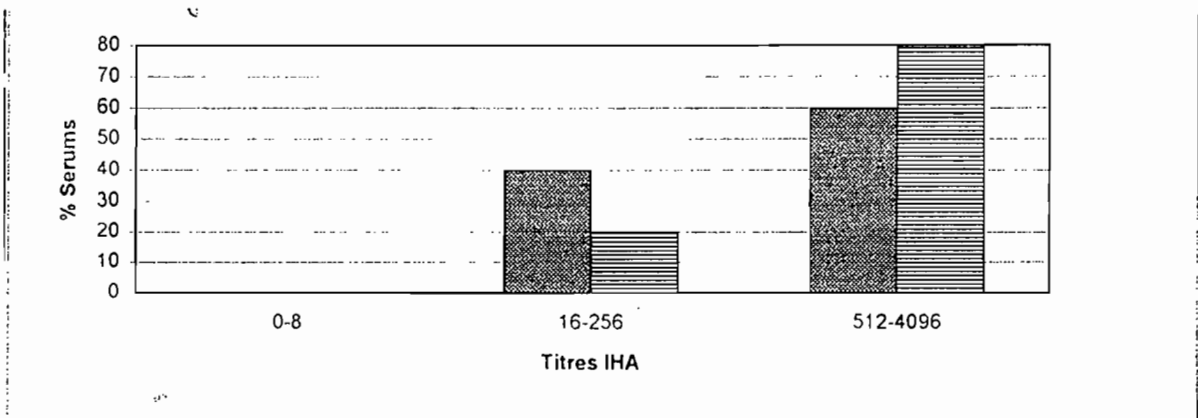
Il existe une différence significative pour deux des villages sur les 4 où des volailles vaccinées et non vaccinées ont été prélevées (lots B<sub>1</sub> et C<sub>2</sub>)

Les volailles vaccinées ont des titres IHA plus élevés que les volailles non vaccinées.

## 2.2. Titres IHA des lots vaccinés/déparasités et des lots vaccinés non déparasités

### 2.2.1. Résultats globaux

Le pourcentage de volailles ayant des titres IHA élevés est significativement supérieur chez les sujets vaccinés et déparasités (80%) par rapport aux sujets vaccinés seulement (différence significative à  $P < 0,05$ )



**Figure 8 :** Répartition des titres IHA des volailles des lots I à V.

**Légendes :**

- ▨ Volailles vaccinées
- ▩ Volailles vaccinées et déparasitées

### 2.2.2. Résultats par lots

Aucun des lots n'a présenté des titres nuls. Le titre le plus faible (32) se trouve chez les jeunes du lot V.

Les sujets vaccinés et déparasités ont des titres plus élevés par rapport aux sujets vaccinés seulement.

Il existe des différences significatives pour 3 lots sur les 5.

**TABLEAU XIII** : Comparaison par lots des titres IHA des volailles vaccinées et déparasitées et des volailles vaccinées mais non déparasitées.

|            |     | Titres IHA moyens |      | Titres IHA élevés |      |                |
|------------|-----|-------------------|------|-------------------|------|----------------|
|            |     | Nb S              | %    | Nb S              | %    |                |
| <b>I</b>   | VD  | 9                 | 22,5 | 31                | 77,5 | NS<br>p = 0,05 |
|            | VND | 14                | 41   | 20                | 59   |                |
| <b>II</b>  | VD  | 5                 | 16   | 26                | 84   | S*<br>p = 0,05 |
|            | VND | 13                | 36   | 23                | 64   |                |
| <b>III</b> | VD  | 7                 | 27   | 19                | 73   | NS<br>p = 0,05 |
|            | VND | 3                 | 16   | 16                | 84   |                |
| <b>IV</b>  | VD  | 5                 | 16   | 26                | 84   | S<br>p = 0,05  |
|            | VND | 13                | 45   | 16                | 55   |                |
| <b>V</b>   | VD  | 6                 | 25   | 18                | 75   | S<br>p = 0,05  |
|            | VND | 16                | 59   | 11                | 41   |                |

Légendes :

**VD = Vaccinées déparasitées**

**VND = Vaccinées non déparasitées**

### 3. Evaluation de la protection contre la maladie de Newcastle et de la prévalence de l'infection

#### 3.1. Villages vaccinés ou non

Les pourcentages de prise vaccinale et de protection vaccinale sont présentés dans le tableau suivant :

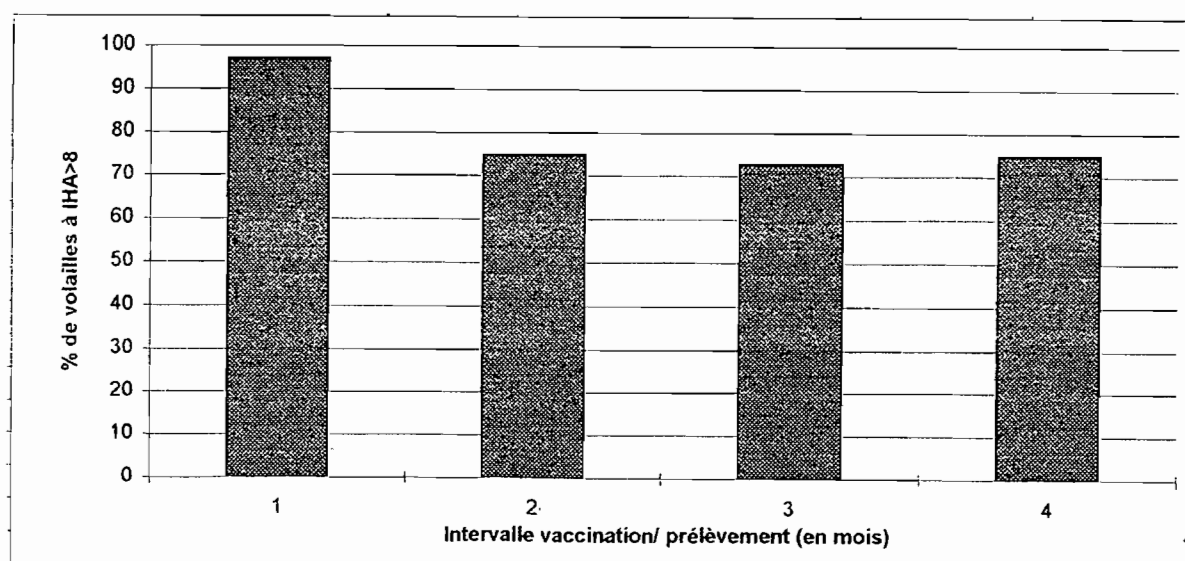


**TABLEAU XIV** : Pourcentage de prise vaccinale, de protection et d'infection par lots

| Villages ou lots | % de volailles vaccinées (1) | % de prise vaccinale (2) | % de protection vaccinale (=1*2) | % d'infection parmi les volailles non vaccinées |
|------------------|------------------------------|--------------------------|----------------------------------|---|
| T                | 0                            |                          |                                  | 34  |
| A                | 75                           | 96                       | 72                               | 79  |
| B <sub>2</sub>   | 100                          | 98                       | 98                               |   |
| B <sub>1</sub>   | 55                           | 75                       | 45                               | 45  |
| C <sub>1</sub>   | 95                           | 73                       | 69                               | 76  |
| C <sub>2</sub>   | 63                           | 75                       | 47                               | 50  |

Tous les lots ont une bonne prise vaccinale avec des pourcentages allant de 73 à 98%; Les meilleurs résultats se retrouvent dans les lots B<sub>2</sub> et A (98 et 96%).

Pour étudier l'effet de l'intervalle entre la vaccination et le prélèvement, les volailles ont été groupées en deux classes : la classe des volailles ayant des titres IHA nuls (0 à 8) et la classe ayant des titres IHA moyens à forts (16 à 4096). Ceci met en évidence une fréquence significativement supérieure ( $p < 0,01$ ) des volailles ayant des titres non nuls lorsqu'elles sont prélevées un mois après la vaccination par rapport aux volailles prélevées plus d'un mois après la vaccination (voir figure 9).



**Figure 9** : Effet de l'intervalle vaccination/prélèvement.

Légende :

Volailles infectées

L'infection est très fréquente dans le village A et C<sub>1</sub> (79 et 76%). Elle varie de 35 à 50% dans les autres lots. A l'échelle de la population, 83% de sérums testés ont une bonne prise vaccinale, 63% une bonne protection et 45% sont infectés (voir tableau XV).

**TABLEAU XV** : Pourcentage de prise vaccinale, de protection et d'infection l'échelle de la population.

| Population | % de volailles vaccinées (1) | % de prise vaccinale (2) | % de protection vaccinale=1*2) | % d'infection |
|------------|------------------------------|--------------------------|--------------------------------|---------------|
|            | 76                           | 83                       | 63                             | 45            |

### 3.2. Lots vaccinés/déparasités.

Aucun des sujets testés n'a de titres nuls. La prise vaccinale est donc de 100% pour les volailles ayant participé à l'essai (figures 10 à 19)

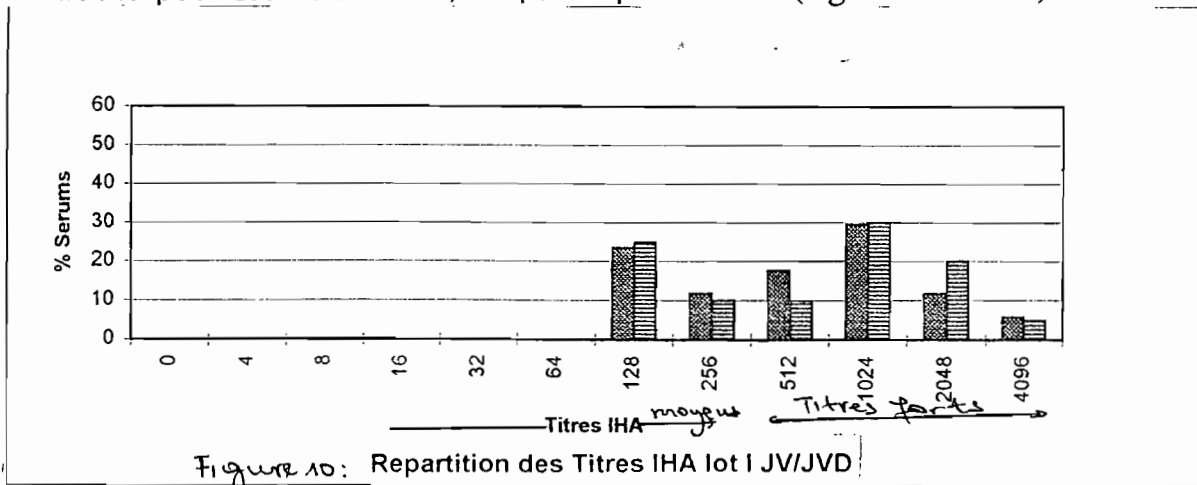


Figure 10: Repartition des Titres IHA lot I JV/JVD

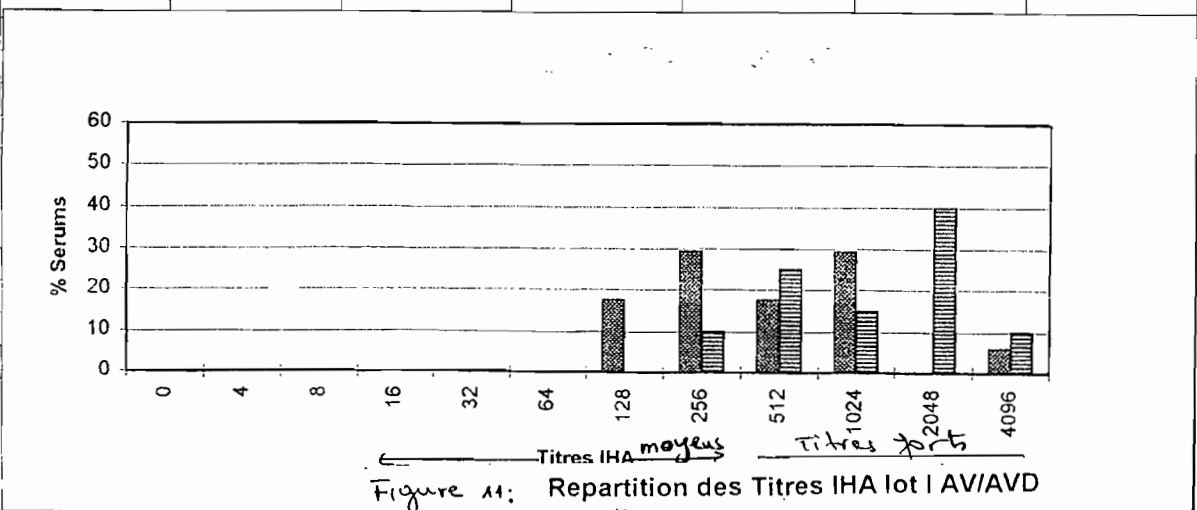


Figure 11: Repartition des Titres IHA lot I AVI/AVD

**Figures 10 et 11** : Répartition des titres IHA lot I : Jeunes et adultes

**Légendes :**

- ▣ Volailles vaccinées
- ▤ Volailles vaccinées et déparasitées

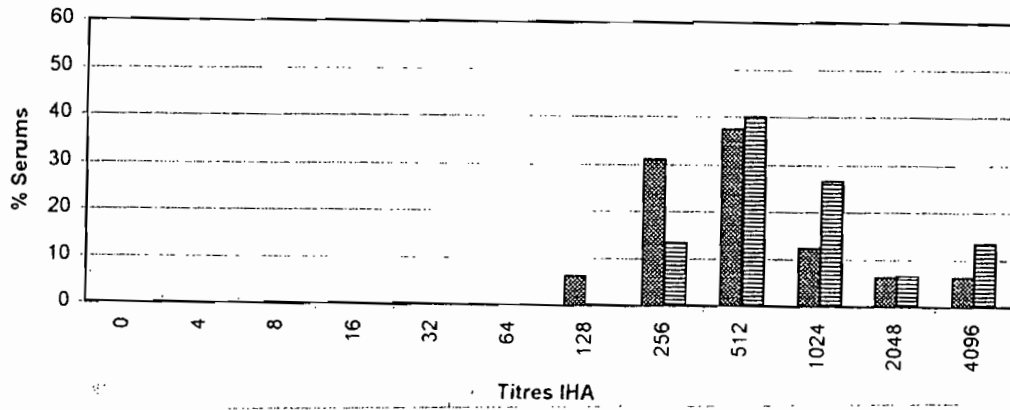


Figure 12 : Répartition des Titres IHA lot II JV/JVD

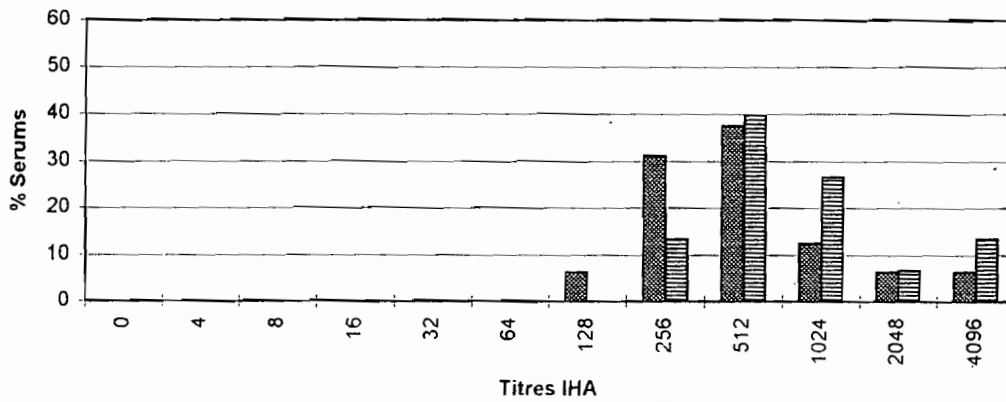




Figure 13 : Répartition des Titres IHA lot II JV/JVD

**Figures 12 et 13 :** Répartition des titres IHA lot II : Jeunes et adultes

**Légendes :**

-  Volailles vaccinées
-  Volailles vaccinées et déparasitées

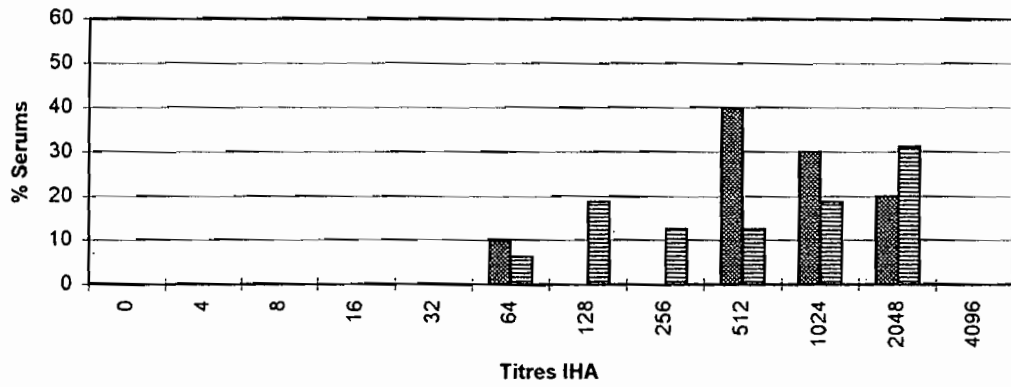


Figure 14: Répartition des Titres IHA lot III JV/JVD

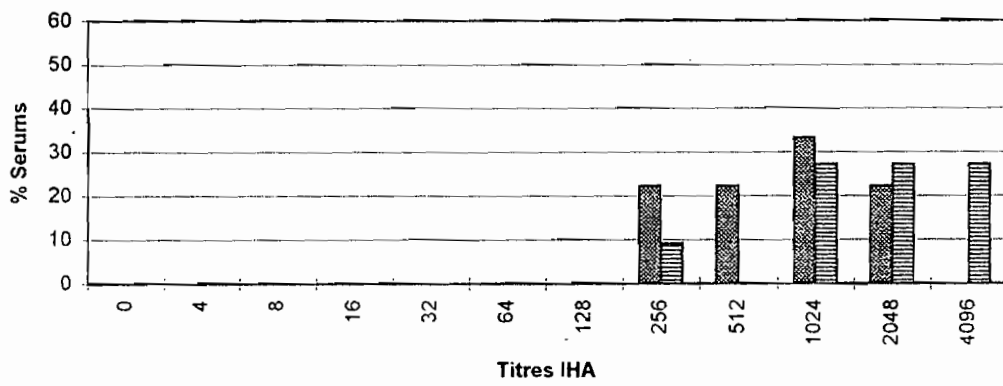




Figure 15 Répartition des Titres IHA lot III AV/AVD

**Figures 14 et 15 :** Répartition des titres IHA lot III : Jeunes et adultes

**Légendes :**

-  Volailles vaccinées
-  Volailles vaccinées et déparasitées

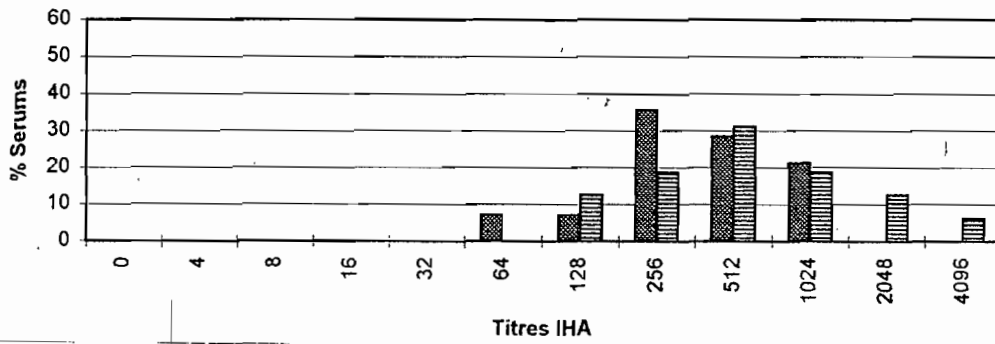


Figure 16: Répartition des Titres IHA lot IV JV/JVD

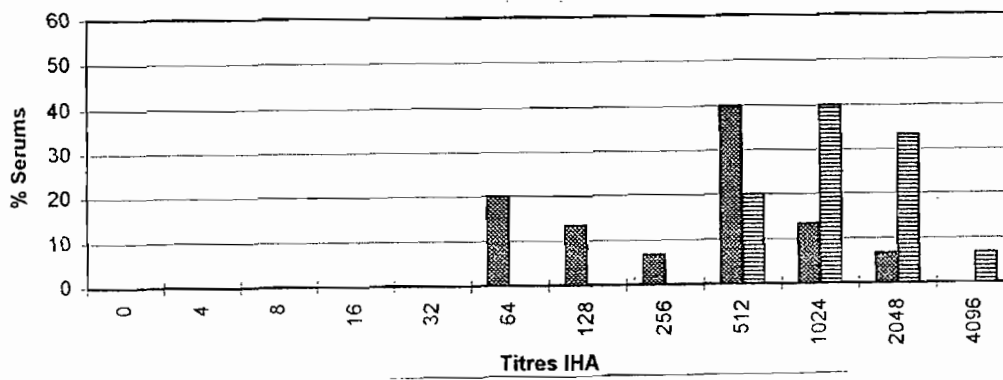


Figure 17 Répartition des Titres IHA lot IV AV/AVD

**Figures 16 et 17 :** Répartition des titres IHA lot IV : Jeunes et adultes

Légendes :

- ▨ Volailles vaccinées
- ▤ Volailles vaccinées et déparasitées

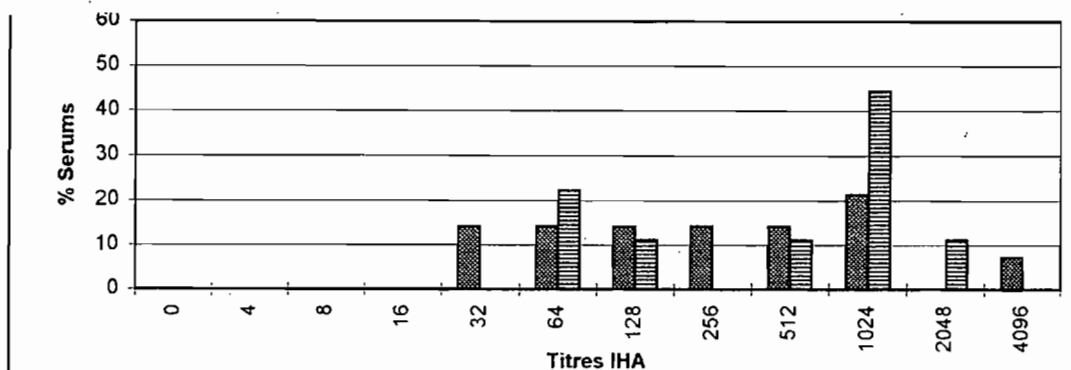


Figure 18: Répartition des Titres IHA lot V JV/JVD

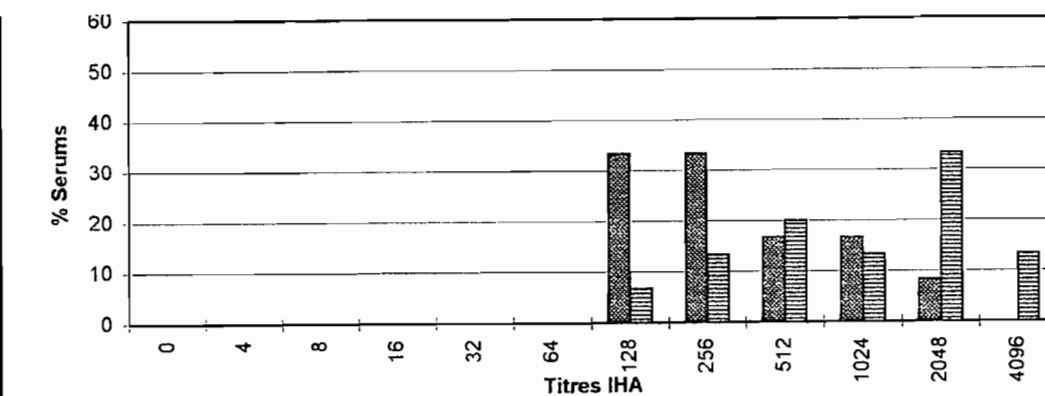


Figure 19: Répartition des Titres IHA lot V AV/AVD

Figures 18 et 19 : Répartition des titres IHA lot V : Jeunes et adultes

Légendes :

- ▨ Volailles vaccinées
- ▨ Volailles vaccinées et déparasitées

## Chapitre III. DISCUSSION

### 1. Matériel et méthodes

L'échantillonnage des villages n'est pas aléatoire dans la mesure où nous avons tenu compte des activités de l'équipe de "Vétérinaires Sans Frontières" au niveau de la région pour le choix des villages.

La méthode d'échantillonnage des volailles décrite est une méthode classique, proche de celle utilisée par **SAUNDERS J.M. (1984)** sur les volailles traditionnelles au Burkina Faso.

L'identification des volailles vaccinées ou non dans les 5 premiers villages n'a pas été toujours facile dans la mesure où certains paysans ignoraient parfois si leur volailles étaient vaccinées ou pas. Ces difficultés pourraient en partie expliquer certains résultats (titre faible chez un sujet présenté comme vacciné alors qu'il ne l'est pas). Par contre dans les 5 villages où les volailles ont été identifiées par des bandelettes d'étoffes numérotées, aucun problème n'a été rencontré en dehors de la réticence de certains paysans devant les prises de sang répétées. Ainsi nous n'avons pas pu étudier la cinétique des anticorps.

Le test d'IHA a été utilisé à cause de sa spécificité, de son faible coût et de sa relative simplicité. C'est une méthode de choix pour étudier la protection vaccinale. (**GUITTET M., 1991 ; ALLANW.H ; GONGH R. ; 1974**) Le regroupement des titres en 3 classes est une synthèse des interprétations des titres IHA en fonction des commémoratifs (**CIRAD-MVT, 1994 ; PICAULT J.P. et al. 1993 ; LES PESTES AVIAIRES ; SAUNDERS, 1984**). En fonction des auteurs, les intervalles (minimum-maximum) peuvent légèrement varier mais les moyennes restent les mêmes.

### 2. Résultats

La mauvaise conception des poulaillers telle que l'a signalée **LEGRAND (1988)** rend difficile le nettoyage et la désinfection, exposant ainsi la volaille aux contaminations exogènes.

Rappelons que la MN est une maladie des élevages mal entretenus (**GUITTET M., 1991**).

Les conditions d'élevage entraînent des pertes par mortalités ou par prédation, d'où l'importance de la bonne conception des poulaillers (**IYAWA D., 1988**)

Le mélange des jeunes et des adultes accroît les risques de contamination car les jeunes sont toujours plus réceptifs et sensibles que les adultes aux différentes affections microbiennes et parasitaires.

Le mélange des espèces entraîne un problème de réservoir. C'est le cas du canard, peu sensible à la MN mais redoutable réservoir du virus (**ALEXANDER D.J, 1984**). La non immunisation des jeunes de moins de 2 mois se traduit plus tard par l'absence ou l'insuffisance de protection, les rendant ainsi vulnérables à la maladie de Newcastle.

Les mortalités signalées par les paysans dans certains villages après les vaccinations ne peuvent pas être attribuées de façon certaine à la maladie de Newcastle. Dans tous les cas, il faut un délai de 15 à 21 jours après la vaccination pour que l'immunité se mette en place. Il est donc possible d'observer pendant ce délai des mortalités liées au virus de la maladie de Newcastle (**LES PESTES AVIAIRES**). D'autre part, on ne peut exclure les échecs vaccinaux liés aux variations individuelles des volailles, au vaccin, ou au vaccinateur.

## 2.2. Titre IHA en anticorps anti-Newcastle

### 2.2.1. Comparaison lots vaccinés/ non vaccinés

Le lot témoin correspond au lot dont les sujets n'ont reçu aucune vaccination : 66% des sérums testés ont des titres nuls (0 à 8). Ceci correspond à l'absence d'anticorps anti -Newcastle (volailles n'ayant pas été en contact avec le virus sauvage). Leur protection contre la maladie de Newcastle est nulle. Par contre les titres moyens observés (16 -256) soit 34% des sérums testés résulteraient d'un contact avec le virus sauvage. En l'absence des symptômes observés, ces volailles constituent des porteurs sains pouvant contaminer occasionnellement les volailles sensibles. (**CIRAD-EMVT, 1994**).

Les titres faibles observés chez les volailles non vaccinées (lot T et C2) laissent supposer un passage viral plutôt ancien (**CIRAD -EMVT, LES PESTES AVIAIRES**). Alors que les titres élevés des volailles non vaccinées des lots A, B<sub>1</sub> et C<sub>1</sub> montrent une infection en cours.

Les sujets vaccinés dont les titres IHA sont nuls ne sont pas protégés contre la maladie de Newcastle cela peut être dû soit à une absence de réponse vaccinale de ces sujets, soit à une absence de vaccination contrairement à ce que l'éleveur nous a signalé lors des prélèvements (erreur humaine). Dans le



cas des lots C<sub>2</sub>, il est possible que les titres nuls observés chez des volailles vaccinées soient liés à la diminution normale du titre IHA quelques mois après la vaccination, puisque ce lot a été prélevé 4 mois après la vaccination.

La majorité des sérums des lots A et B<sub>2</sub> ont des titres moyens à forts (16 à 4096). Ces titres plus élevés sont à relier au fait que les volailles ont été prélevées un mois après la vaccination, c'est à dire au moment où les titres IHA sont maximums.

D'après SAUNDERS J.M (1984) et GIAMBRONE J.J (1981), l'observation des titres supérieur ou égal à 128 chez des volailles vaccinées avec un vaccin inactivé huileux s'observe lorsque les volailles ont été en plus en contact avec le virus sauvage.

On pourrait s'attendre à avoir des titres plus élevés chez les volailles des villages C<sub>1</sub> et C<sub>2</sub> car ayant fait l'objet de plus de deux campagnes de vaccination (effet de rappels vaccinaux). En fait, nous avons constaté que cela n'a pas d'effet car la longévité des poules est inférieure à l'intervalle entre deux campagnes de vaccinations ( moins d'un an à cause des ventes, échanges, consommation...)

La majorité des volailles vaccinées des villages A à C<sub>2</sub> a des titres strictement supérieur à 16, garantissant une bonne protection contre les mortalités liées à la maladie de Newcastle. Ceci traduit l'efficacité de la vaccination par le vaccin inactivé huileux et la qualité du travail des vaccinateurs.

Ces résultats sont proches de ceux obtenus par SAUNDERS J.M. en 1984 dans le village de Kilou au Burkina Faso.

Dans tous les lots vaccinés et déparasités, on a obtenu des titres garantissant une bonne protection contre les mortalités. Cela est à relier à une bonne identification des sujets vaccinés.

Les sujets vaccinés et déparasités ont eu les meilleurs titres parmi tous les lots. En plus d'une identification rigoureuse excluant tout risque d'erreur et du respect des modalités de vaccination (respect de la chaîne de froid), le déparasitage a joué un rôle important dans la prise vaccinale des sujets. En effet, le V.P.V contient du lévamisole qui selon PANIGRAPHY B. et al. (1979) et KALRA S.K. et al. (1979) agit comme un immunostimulant en augmentant le nombre de lymphocyte T.

D'autre part, comme le dit **SAUNDERS**, le déparasitage en améliorant l'état sanitaire des volailles améliore la qualité de la prise vaccinale.

## Chapitre IV : RECOMMANDATIONS

Tenant compte des contraintes évoquées dans la première partie et des résultats de cette étude, les actions à mener doivent porter sur l'élaboration et l'exécution d'un programme d'action sanitaire au sens large à la fois médicale et zootechnique accompagné d'un programme d'action éducative.

### 1. Programme d'action sanitaire

#### 1.1. Action médicale

Dans la mesure du possible, il faudrait mettre en place à grande échelle un programme de lutte contre toutes les affections pouvant occasionner des pertes élevées.

Ainsi, pour la lutte contre la M.N. l'action médicale doit consister à :

- vacciner la totalité (au moins 80%) des effectifs de volailles sur la période la plus courte possible vers le mois de Novembre (début de la période de haut risque épidémiologique). Pour cela, une campagne massive annuelle de vaccination devra être exécutée en fin d'année, ce qui permettra aux volailles d'avoir un état immunitaire satisfaisant pour affronter les grandes épizooties de saison sèche pendant lesquelles le virus sauvage pourra même jouer le rôle d'une vaccination de rappel.

- Vacciner les poussins d'un jour avec une 1/2 dose de vaccin inactivé huileux.

- Vacciner l'ensemble des volailles de la concession, toutes les poules mais également les dindons s'ils sont présents.

- Vacciner toute volaille nouvelle entrant dans la concession en l'isolant dans la mesure du possible pendant 8 jours au moins avant de l'intégrer aux autres volailles.

- Vacciner les volailles en bonne santé.

- Vermifuger les volailles au moment de la vaccination c'est à dire en saison sèche froide caractérisée chez les animaux par un polyparasitisme interne (ascaris, ténia) et externes (tiques, poux, ...) affaiblissant les oiseaux.

- Conserver le vaccin dans un endroit bien frais, sinon l'efficacité du vaccin peut être compromise. Les vaccinateurs qui possèdent un congélateur ne doivent jamais congeler le vaccin inactivé huileux (risque de perte du pouvoir immunogène).

- Utiliser un vaccin entamé dans un délai d'une semaine, les vaccinateurs devraient s'approvisionner en fonction de leurs besoins immédiats et certains.

## **1.2. Action zootechnique**

L'efficacité de la réussite du programme médical reste en partie dépendante de certaines améliorations indispensables à apporter à la conduite de l'élevage.

### **1.2.1. Amélioration de l'habitat**

Le poulailler doit être d'une surface et d'une hauteur suffisantes avec notamment :

- une porte assez haute (permettant l'entrée d'une personne pour le nettoyage) et pouvant se fermer (contre les prédateurs).
- Plusieurs ouvertures ou fenêtres pour une bonne ventilation, éventuellement fermées par de la toile moustiquaire ou du grillage.
- Un sol damé et surélevé par rapport au sol extérieur pour un nettoyage plus facile et une protection contre les inondations.
- Des murs crépis, lisses, sans fissures pour éviter les parasites, notamment les argas.

### **1.2.2. Amélioration de la conduite d'élevage**

- Respecter la vaccination contre la M.N.
- Pratiquer l'hygiène de l'habitat : nettoyage régulier, récupération des fientes.
- Utiliser des abreuvoirs confectionnés avec une boîte de conserve vide retournée sur une assiette pour les poussins. L'eau utilisée doit être propre.
- Alimenter les jeunes.
- Pratiquer l'hygiène générale : mise en quarantaine des oiseaux introduites, isolement ou élimination systématique des malades.

## **2. Programme d'action éducative**

### **2.1. Formation - information - sensibilisation**

L'accent doit être mis sur la formation des vaccinateurs bénévoles comme agents d'exécution du programme d'action sanitaire, tout en y associant les éleveurs.

Outre la formation des vaccinateurs des villages qui constitueront les bases et les éléments moteurs de la réalisation du programme sanitaire, on devra mettre en oeuvre un certain nombre de moyens pour assurer :

- la sensibilisation des paysans-éleveurs aux problèmes et aux possibilités de développement de leur aviculture,
- l'information sur la finalité et les moyens du programme de développement proposé,
- la diffusion des thèmes de vulgarisation appropriée.

### **3. Programme de recherche**

Etant donné que nos connaissances sur la production avicole rurale restent fragmentaires, un programme de développement de cette production devra obligatoirement comprendre un volet de recherche-suivi dont les données permettront d'évaluer avec précision les potentialités du secteur.

# CONCLUSION

Au Sénégal, alors que l'aviculture moderne exige d'importants moyens techniques et financiers, l'aviculture rurale quant à elle nécessite peu d'investissement et ne couvre pas les besoins du pays quoiqu'elle représente 70% de l'effectif national de volaille.

La volaille locale représente la principale source de protéines d'origine animale et participe donc à la satisfaction des besoins alimentaires des populations rurales. Elle prévient ainsi, dans une certaine mesure, les maladies d'origine nutritionnelle : Marasme et kwashiorkor chez les enfants, affections diverses aiguës ou chroniques chez les adultes.

D'après certains auteurs, les populations rurales des pays du Sahel souffrent de carence d'origine animale et selon SAUNDERS, la consommation de viande de volaille locale dépasse à peine 1kg par habitant et par an pour le Sénégal.

Pour aider à résoudre le problème de carence en protéines d'origine animale des populations rurales, le développement de l'aviculture rurale est une amorce de solution, car il n'est pas habituel d'abattre un bovin ou un petit ruminant pour l'auto-consommation en dehors des fêtes et des cérémonies familiales ou religieuses.

Malheureusement, il existe de nombreux facteurs limitants parmi lesquels la maladie de Newcastle. Elle est perçue comme la maladie n° 1 à cause de fortes mortalités qu'elle occasionne.

Des mesures de lutte contre cette affection d'origine virale sont mises en oeuvre depuis 2 ans dans la région de Kaolack par le Projet de Développement des Espèces à cycle court (PRODEC) qui réalise des vaccinations (vaccin inactivé huileux : ITANEW<sup>ND</sup>) et des déparasitages (Vermifuge Polyvalent Volailles) chaque année. ND

Aucune étude n'ayant été menée au Sénégal pour évaluer l'efficacité des vaccinations et vérifier l'effet positif du déparasitage au moment de la vaccination, il était nécessaire d'initier ce travail.

Les résultats de notre étude montrent une mauvaise conception des poulaillers et une absence de suivi sanitaire dans les élevages.

L'alimentation est sommaire et les mesures sanitaires d'hygiène et de prophylaxie non respectées.

Tout ceci occasionne des mortalités considérables.

D'après les analyses effectuées sur les 1182 sérums prélevés dans les 10 villages des régions de Kaolack et de Fatick, les résultats montrent une prise vaccinale correcte pour 73 à 98% des effectifs vaccinés soit en moyenne 83%. Ceci met en évidence l'efficacité du vaccin et son emploi correct par le vaccinateur.

La protection vaccinale, correspondant au produit du nombre de volailles vaccinées par le pourcentage de prise vaccinale, varie de 45 à 98%, mettant ainsi en évidence le nombre des sujets protégés par village.

L'intervalle vaccination/prélèvement montre une fréquence significativement supérieure ( $p=0,01$ ) des volailles ayant des titres non nuls lorsqu'elles sont prélevées un mois après la vaccination par rapport aux volailles prélevés plus d'un mois après la vaccination.

Les pourcentages d'infections montrent que les villages d'accès facile sont plus infectés.

En effet, la facilité des transactions commerciales ou autres formes d'échange entraîne des contaminations importantes.

Dans les lots vaccinés et déparasités les titres en anticorps sont élevés et garantissent une protection à 100% contre les mortalités liées à la maladie.

Les titres significativement plus élevés dans les lots vaccinés et déparasités prouvent l'effet bénéfique du déparasitant : immunostimulation par le levamisole et/ou amélioration de l'état sanitaire.

Le rôle de cette vaccination est de régulariser la production en évitant les épizooties qui anéantissent régulièrement les élevages.

La sensibilisation des populations rurales aux notions d'hygiène d'élevage et de supplémentation alimentaire de base effectuée régulièrement depuis 1994 par l'équipe de Vétérinaire Sans Frontières dans le cadre du projet PRODEC, peut être un complément très intéressant à cette prophylaxie médicale.



# BIBLIOGRAPHIE

1. **ABDALAH O.K.**  
Importance du poulet de brousse :  
Afrique - agriculture, 250, Janv. 1993 : 33p.
2. **ACHA P.N. et SZYFRES B.**  
Zoonoses transmissibles commune à l'homme et aux animaux. OIE,  
Paris, France, 1982, 300p.
3. **AFRENA. A.**  
Potentialités agroforestières dans les systèmes d'utilisation des terres de  
la zone semi-aride du Sénégal.  
Rev. Méd. Trop. 1990. -200p.
4. **ALEXANDER D.J & ALLAN W.H.**  
Newcastle disease : The nature of the Virus strains.  
Bull. off. int. Epiz., 1973, 79: 15.
5. **ALEXANDER D.J & ALLAN W.H.**  
Newcastle disease Virus pathotype  
Avian path., 1974, 3 (4) : 267 - 278.
6. **ALEXANDER D.J & CHETTLE M.J.**  
Relation ship of Parakeet / Neetherlands / 449/75 Virus to other avian  
paramyxoviruses.  
Res. Vét. Sci., 1978, 40: 737 - 752.
7. **ALEXANDER D.J.**  
Avian paramixoviruses.  
Vet., Bull., 1980, 40 : 737 - 752.
8. **ALEXANDER D.J.**  
Newcastle disease diagnosis In : Newcastle disease, Alexander D.J (Ed.)  
Kluwer aced. publ., Boston.,USA, 1988 : 147 - 160.
9. **ALLAN W.H.**  
The problem of Newcastle disease Nature.  
Avian Path., 1971, 234 : 129 - 131.

10. **ALLAN W.H.; GONGH. R.**  
A Standard heamagglutination inhibition test for Newcastle disease.  
A comparison of macro and micromethods.  
Vet. Rec., 1974 a, 95 (6) : 120 - 123.
  
11. **ARBELOT, B.**  
Pathologies aviaires dans la zone des Niayes : Premiers résultats de  
l'enquête sérologique menée pendant l'hivernage 1995.  
ISRA / LNERV. PRODEC 5. Pathologie aviaire. 1995.
  
12. **ASPLIN F.D; HORSTALL F.L.**  
Immunization against Newcastle diseases with virus of low virulence  
and observations on subclinical infection in partially resistant fowls.  
Vet. Rec., 1952, 64 : 245 - 249.
  
13. **ATLAS du Sénégal**  
Paris, France, 1977. 147p.
  
14. **BEACH J.R.**  
The neutralization in vitro of avian pneumoencephalitis virus by  
Newcastle disease immuno-serum.  
Science, 1973, 100 : 361 - 362.
  
15. **BEAUDETTE F;R., BIVINS J.A.; MILLER B.R.**  
Newcastle disease immunization with live virus.  
Cornell. Vét., 1949, 39 : 302 - 334.
  
16. **BENNEJEAN G.; GUITTET M.**  
Prévention de la maladie de Newcastle chez la pondeuse.  
Bul. d'information de la station de Ploufragan, 1974, 14.
  
17. **BONKOUNGOU E.**  
Amélioration de l'aviculture traditionnelle.  
Institut Supérieur Polytechnique.  
Université de Ouagadougou, Burkina Faso, Mémoire de Fin d'Etude de  
1978, 44p.
  
18. **BOX P.G.; FURMINGER I.G.S.**  
Newcastle disease antibody level in chickens after vaccination with oil  
emulsion adjuvant killed vaccine.  
Vét. Rec., 1976, 96 (5) : 108 - 111.

19. **BRANDLY C.A.**  
The occupational hazard of Newcastle disease to man.  
Ain. 1964, 14 : 433 - 440.
20. **BRUGERE - PICOUX J. ; SAVAD D.**  
Environnement, Stress et pathologie respiratoire chez les volailles.  
Rec. Méd. Vét., 1987, 138 (4) : 333 - 340.
21. **BRUGERE - PICOUX J. ; SILIM A.**  
La maladie de Newcastle.  
Manuel de pathologie aviaire Alfort : E.N.V. chaire de pathologie du bétail et des animaux de la basse - cour, 1982, 381P.
22. **BULDGEN A.; DETIMMERMAN F.; SALL B.;  
COMPERE R.**  
Study of demographical and zootechnical parameters of local hens in the Ground Nut Basin of Senegal.  
Rev. Elev. Méd. Vét., Pays trop., 1992, 45 (3-4) : 341 - 347.
23. **CIRAD - EMVT**  
Maladie de Newcastle  
Fiche technique N° 1. 1994, 18p.
24. **C.J.KELLHER ; D.A. HALVORSON ; J.A. NEWMAN**  
An evaluation of Newcastle disease Virus Spray vaccination Programs of Market Turkeys.  
Avian Dis., 1987, 31 : A31 - A37.
25. **COLMET DAAGES S.**  
La lutte contre la maladie de Newcastle dans un pays du tiers-monde (H.Volta), Etude et commentaires.  
Rapport de stage de 4ème année.  
Ecole nationale vétérinaire de Lyon, France, 1982, 49p.
26. **COMBAOR F.**  
Contribution à l'étude de la commercialisation des oeufs et la volaille au Burkina-Faso.  
F.D.R., Ouagadougou, 1988, 26p.

α

I

- 27. COURTECUISSÉ C. ; JAPIOT F. ; BLOCHN. ; DIALLO I.**  
Enquête sérologie sur la maladie de Newcastle et de Gumboro, la pastereullose et la pullorose chez les poulets de race locale au NIGER.  
Rev. Méd. Vét. Pays trop., 1990, 43 (1) : 27 -29.
- 28. DENIS M.J.**  
The effects of temple nature and humidity on some animals diseases.  
Brit. Vét. J. , 1986, 145 (6) : 472 - 485.
- 29. DEVAUX B. ; BOUQUET J.F. ; GAUDEY D. ; MOREAU Y.**  
Vaccination contre la maladie de Newcastle avec un vaccin inactivé en adjuvant huileux.  
In Congrès de la W.V.P.A., Atlanta. 1977.
- 30. DIATTA. A.**  
Mise en dépens et technique agro-forestières au Sine-Saloum (Sénégal) effets sur la conservation de l'eau et sur la production primaire .  
Thèse Doct. Strasbourg, France, 203p.
- 31. DIALLO Y.M.**  
Contribution à l'étude de la maladie de Gumboro au Sénégal  
Thèse Méd. Vét. ; E.I.S.M.V., Dakar, Sénégal, 1978, (5).
- 32. DIOP A.**  
Le poulet de chair au Sénégal. production Commercialisation.  
Perpective du Développement.  
Thèse Méd. Vét. ; E.I.S.M.V., DAKAR, Sénégal, 1982, (8).
- 33. DIOUF A.**  
Analyse des aspects technico-Economique de la production de poulet de chair au Cap-Vert et à Thies (Sénégal),  
I.N.D.R., Dakar, Sénégal, 1987.
- 34. DOMINIQUE LEGRAND.**  
Situation actuelle de l'aviculture au Sénégal  
Thèse : Méd. Vét. ; E.I.S.M.V., Dakar , Sénégal, 1988;
- 35. DORN P. ; WESSLING E.**  
Comparative studie on the detection of antibodies against Newcastle disease in the yolk of their eggs.  
Berl. Nüch. tierärzte. Weschre, 1973, 86 (18) : 349 - 350.

- 36. DOUFISSA A.**  
L'élevage avicole traditionnel dans le MBERE.  
Contact, 1987, 4(3) : 85-93.
- 37. ERICKSON G.A.**  
viscerotropic velogenic newcastle disease in six pet birds.  
Ph. D. J. Diss. IOWA state University, Ames, USA, 1976.
- 38. FIENNES R.N.T.W.**  
Zoonoses and the origins and ecology of human disease.  
London, Acad. Press, 1978, 35p.
- 39. FRANCIS D.W. ; Rivelli E.**  
Case report. Newcastle disease in Paraguay.  
Avian dis. 1972, 16 : 336 - 342.
- 40. GIAMBRONE J.J.**  
Laboratory Evaluation of immune response of young broiler chickens  
vaccinated against Newcastle disease under fields conditions.  
Poultry Sci. ; 1981 ; 60 : 1204 - 1202.
- 41. GRAMERE J.P. ; ANDRE F.G ; BAUDOIN B.**  
Les symptômes respiratoires de la maladie de Newcastle.  
Rec. Méd. Vét., 1984, 100(11) : 917 - 924.
- 42. GUITTET M.**  
La maladie de Newcastle en Afrique  
L'aviculteur, 1991, 544 : 64 - 65.
- 43. HAMIDOU O.**  
L'aviculture en Rep. du Cameroun.  
Thèse : Méd. Vét. : Dakar : 1989 ; 4.
- 44. HANSON R.P.**  
Newcastle disease. In : Hofstad, N.S (Ed.),  
Disease of Poultry.  
Ames IOWA state university Press,USA, 1971, 62p.
- 45. HANSON R.P ; SPALATIN J. ; JACOBSON G.S.**  
The viscerotropic pathotype of Newcastle disease virus  
Avian Dis., 1973, 17 : 354 - 361.

- 46. HANSON R.P.**  
Newcastle disease. In ; Hofstad, N.S. ; B.W. Calnek, C.F. Hembolt ; W.M. ride et H.W. Yoder Jr (Eds.)  
Disease of Poultry. Ames; IOWA state university Press, USA, 1978, 59p.
- 47. HANSON R.P.**  
Avian reservoir of Newcastle disease In : Paye. L/A/ (Ed. Wildshife Diseases). New-York, Plenum, USA, 75 : 243 - 253, 1976.
- 48. HITCHNER S.B. ; JOHNSONSON E.P.**  
A virus of low virulence for immunizing fowls against Newcastle.Disease. Avian Peneumoencephalitis  
Vét. Méd. 1948, 43 : 525 - 530.
- 49. HITCHNER S.B.**  
Maladie de Newcastle in Disease of Poultry. 7éd. IOWA state university Press., USA, 1978, 946p.
- 50. IYAWA D.**  
L'aviculture traditionnelle dans l'adamaoua (Camer.)  
Thèse Méd. Vét. ; E.I.S.M.V., Dakar, Sénégal, 1988 (4) 102p.
- 51. JACOTOT. H. ; REULARD P.**  
La vaccination contre la maladie de Newcastle au moyen du virus inactivé en excipient huileux.  
Bull. Acad. Vét., 1967, 40, : 301.
- 52. JAYAWARDA G.W. ; DE ALWIS M.C.L ; BANDARA D.**  
Oral vaccinal of chickens against Newcastle disease V4 vaccine delivered on processed rice grain.  
Aust. Vét. J. 1990, 67: 364 - 366.
- 53. KIM S.J. ; SPRADBROW P.B.**  
Administration of a vaccine prepared from the Australian V4 strain of Newcastle disease virus aerosol and drinking water.  
Aust. Vét. J, 1978, 54 : 486 - 489.

- 54. KRAMER T.T.**  
The immunological response of birds  
Avian Dis., 1973, 17 : 208 - 213.
- 55. LESBOUYRIES G.**  
Pathologie des oiseaux de la basse cour  
Paris - vigot - Freres, 1965, 75p.
- 56. LES PESTES AVIAIRES.**  
INTERVET, Ecole Nationale Vétérinaire, chaire des maladies  
contagieuses des volailles, France, 33P.
- 57. MEULEMANS G. ; GONZEM ; CARLIER M.C. ; PETIT P. ;  
BURNIA A. ; LELONG O..**  
Antigenic and biological characterization of avian paramyxovirus type  
1 isolates from pigeons.  
Arch. Viro., 1986, 87 : 151 - 161.
- 58. MERCY E., SAUNDERS M.**  
Maladie de Newcastle en Haute Volta.  
Rapport : Etude épidémiologique.  
Ministère de la Coopération Française, Paris, France, Fev. 1984,  
342p.
- 59. MBAO B.**  
Séro-épidémiologie des maladies infectieuses majeures du poulet de  
chair (maladie de Gumboro et Newcastle)  
Thèse : Méd. Vét. : 1994, 23, 102p.
- 60. MEULEMANS G. ; HALEN P. FROYMAN R.**  
Epidémiologie des maladies virales du poulet de chair. La maladie de  
Newcastle.  
Ann. Méd. Vét. 1980 , 124 : 603 - 608.
- 61. NASER A.Y.; HUSSEIN M.D ; AWADI A.R ; SALMAN A.J.**  
The reproductive performance of Fayoumi hens and Fayoumi Leghorn  
cross-breed whom raised in a hot environnement.  
Institute of Medecine, Antwerpen, Belgium,  
Dec.17-18, 1982 : 200 - 257.



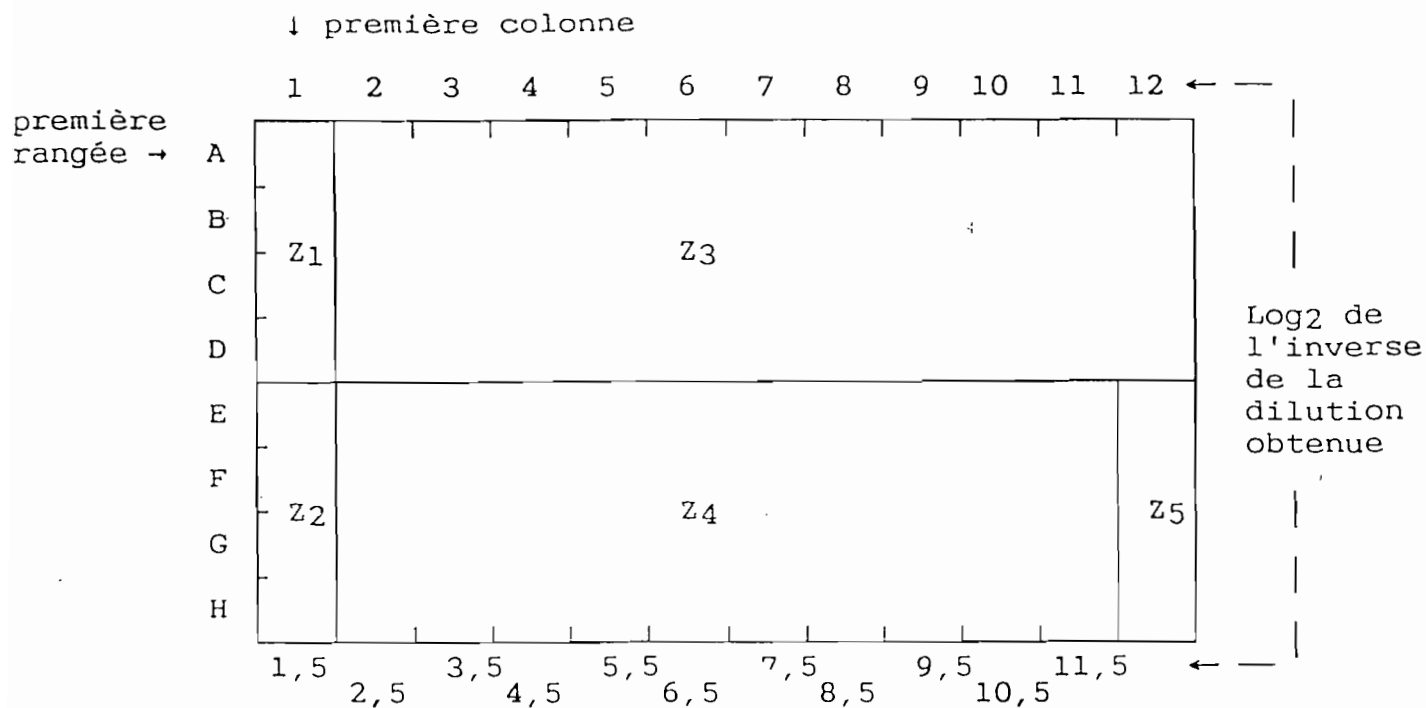
- 62. OUMAR B.A.**  
Contribution à l'étude des dominantes pathologiques dans les élevages semi-industriels de la région de Dakar : Enquêtes anatomopathologiques.  
Thèse : Méd. Vét. ; E.I.S.M.V. Dakar, Sénégal, 1991, 21.
- 63. PARENT R. ; BULDGEN A. ; STEYAERT P. ; LEGRAND.D**  
Guide pratique d'aviculture moderne en climat sahélo-soudanien de l'Afrique de l'ouest.  
AGCD, Bruxelles : EISMV, Dakar, Sénégal : INDR, Thies, Sénégal, 1989 - 85p.
- 64. POLLARD B.**  
Immune response to day the simultaneous vaccination of day - old chickens with live and inactivated oil based Newcastle disease vaccines.  
Vét. Res., 1982, 49 : 123 - 125;
- 65. P. BRES; P. LECLERCQ ; J. PAGOT.**  
Aviculture en zone tropicale.  
CIRAD - E.M.V.T., Montpellier, France, 1993, 186p.
- 66. PETIT F.**  
Manuel d'aviculture tropicale.  
Rhone Merieux, Lyon, France, 1991. - 74p.
- 67. PICAULT J.P ; LE COQ H.; GUITTET M.; BENNEJEAN G.**  
Situation actuelle en matière de vaccination contre la maladie de Newcastle  
Sciences et techniques avicoles. 1993, 4 : 37 - 49.
- 68. QUINN P.J ; CARTER M.E. ; MARKEY B. CERTER G.R..**  
Clinical Veterinary Microbiology.  
Virginia : Wold Publishing 1994, USA, - 648p.
- 69. RAJESWAR J.J.; MASILLAMON Y.P.**  
Comparison of the immune respons of inactivated oil emulsived vaccines against Newcastle disease  
Indian journal of poultry. Science, 27 (1) : 63 - 65.

- 70. SAUNDERS M.J.**  
Quelques références bibliographiques et note diverses relatives à l'épidémiologie et la prophylaxie d'une virose aviaire majeure. Application à l'élevage tropical.  
Ministère de la Coopération française, Paris, France, 1983, 512p.
- 71. SENEGAL.**  
Ministère de l'Agriculture. Direction de l'Élevage. Rapport annuel du Service Régional de Kaolack. 1992, 32p.
- 72. SENEGAL.**  
Ministère de l'Economie et des Finances. Direction de la Statistique. Recensement de 1988, M.E.F., Dakar, Sénégal.
- 73. SIMMONS G.C.**  
The isolation of the Newcastle disease vaccination with V<sub>4</sub> virus in chickens : comparison with others routes.  
Aust. Vét. J., 1991, 68 : 114 - 115.
- 74. TIAMA I.**  
Contribution à l'étude expérimentale de la maladie de Gumboro souche Gradus du virus sur les poulets de chair au SENEGAL  
Thèse Doct. Vét., E.I.S.M.V., Dakar, Sénégal, 1990, 20, 84p.
- 75. TRAORE O.**  
Les rapports du "Projet développement aviculture villageoise" sur l'amélioration sanitaire et la productivité au Burkina-Faso  
Thèse. Méd. Vét., E.I.S.M.V., Dakar, Sénégal, 1985, 9, 78p.
- 76. VERGER.**  
La maladie de Newcastle en Afrique  
L'aviculteur, 1991, 465, 517.
- 77. WESTBURY H.A.**  
Newcastle disease virus in Australia.  
Aust. Vét. J., 1981, 57 : 292 - 298.

**ANNEXE**

ANNEXE I

Plan de distribution de la microplaque pour le test HA



Z1 et Z3 = dilutions de l'antigène de 1/2(soit 2<sup>-1</sup>) à 1/4096(2<sup>-12</sup>)  
 Z2 et Z4 = dilutions de l'antigène de 1/2,83(2<sup>-1,5</sup>) à 1/2900(2<sup>-11,5</sup>)  
 Z5 = témoins-hématies

| Les cupules de la zone | Reçoivent avant dilution |               | Reçoivent de la colonne précédente, après homogénéisation (µl) | Suspension d'hématies (µl) |
|------------------------|--------------------------|---------------|--|----------------------------|
|                        | STP (µl)                 | Antigène (µl) |  |                            |
| Z1                     | 25                       | 25            | -  | 25                         |
| Z2                     | 33                       | 18            | -  | 25                         |
| Z3, Z4                 | 25                       | -             | 25(a)  | 25                         |
| Z5                     | 25                       | -             | -  | 25                         |

(a) rejet de 25 µl des cupules de la dernière colonne, après homogénéisation

Chapitre 13 :

Procès-verbal d'analyse

Les caractéristiques du procès-verbal d'analyse ne diffèrent pas de celles définies pour toute analyse sérologique.

Chapitre 14 :

Annexes

14.1 – Plan de distribution de la microplaque pour le test HA (Annexe I) :

Voir la feuille ci-jointe.

14.2 – Plan de distribution de la microplaque pour le test HA de contrôle (Annexe II) :

Voir la feuille ci-jointe.

14.3 – Plan de distribution d'une microplaque pour le test IHA (Annexe III) :

Voir la feuille ci-jointe.

ANNEXE II

Plan de distribution de la microplaque pour le test HA de contrôle

(à titre d'exemple)

↓ première colonne

|                   |    | A  | B   | C   | D | E | F  | G | H |    |
|-------------------|----|----|-----|-----|---|---|----|---|---|----|
| première rangée → | 1  | 2* | 4*  | 8*  |   |   |    |   |   |    |
|                   | 2  | Z1 | Z4  |     |   |   |    |   |   |    |
|                   | 3  |    |     |     |   |   |    |   |   |    |
|                   | 4  |    |     |     |   |   |    |   |   |    |
|                   | 5  | 3* | 6*  | 12* |   |   |    |   |   |    |
|                   | 6  | Z2 | Z5  |     |   |   | Z8 |   |   |    |
|                   | 7  |    |     |     |   |   |    |   |   |    |
|                   | 8  |    |     |     |   |   |    |   |   |    |
|                   | 9  | 5* | 10* | 20* |   |   |    |   |   |    |
|                   | 10 | Z3 | Z6  |     |   |   |    |   |   |    |
|                   | 11 |    |     |     |   |   |    |   |   |    |
|                   | 12 |    |     |     |   |   |    |   |   | Z7 |

Z1 et Z4 = dilutions de la solution d'antigène à 4 UH de 1/2 à 1/8

Z2 et Z5 = dilutions de la solution d'antigène à 4 UH de 1/3 à 1/12

Z3 et Z6 = dilutions de la solution d'antigène à 4 UH de 1/5 à 1/20

Z7 = témoins-hématies

Z8 = non utilisé

\* = inverse de la dilution obtenue dans la sous-colonne

| Les cupules de la zone | Reçoivent avant dilution |                      | Reçoivent de la colonne précédente, après homogénéisation (µl) | Suspension d'hématies (µl) |
|------------------------|--------------------------|----------------------|--|----------------------------|
|                        | STP (µl)                 | Antigène à 4 UH (µl) |  |                            |
| Z1                     | 25                       | 25                   | -  | 25                         |
| Z2                     | 34                       | 17                   | -  | 25                         |
| Z3                     | 40                       | 10                   | -  | 25                         |
| Z4, Z5, Z6             | 25                       | -                    | 25(a)  | 25                         |
| Z7                     | 25                       | -                    | -  | 25                         |

a) rejet de 25 µl des cupules de la dernière colonne, après homogénéisation

## ANNEXE III

### Plan de distribution d'une microplaque pour le test IHA

(à titre d'exemple)

1 première colonne

|                      | 1 | 2              | 3              | 4 | 5 | 6 | 7              | 8         | 9 | 10 | 11 | 12             |  |
|----------------------|---|----------------|----------------|---|---|---|----------------|-----------|---|----|----|----------------|--|
| première<br>rangée → | A |                |                |   |   |   |                |           |   |    |    |                | ← Log <sub>2</sub> de<br>l'inverse<br>de la<br>dilution<br>obtenue |
|                      | B |                |                |   |   |   |                |           |   |    |    |                |  |
|                      | C |                |                |   |   |   |                |           |   |    |    |                |  |
|                      | D | Z <sub>1</sub> | Z <sub>2</sub> |   |   |   | Z <sub>3</sub> |           |   |    |    |                |  |
|                      | E |                |                |   |   |   |                |           |   |    |    |                |  |
|                      | F |                |                |   |   |   |                |           |   |    |    |                |  |
|                      | G | Tém. S+        |                |   |   |   |                |           |   |    |    |                |  |
|                      | H | Tém. S-        |                |   | → | → | →              | "Tém. Ag" |   |    |    | Z <sub>4</sub> |  |

Z<sub>1</sub> = témoins-sérums, au 1/2

Z<sub>2</sub> et Z<sub>3</sub> = dilutions sériques à tester de 1/4 (soit 2<sup>2</sup>) à 1/4096 (soit 2<sup>12</sup>)

Z<sub>4</sub> = témoins-hématies

G<sub>1</sub> à G<sub>12</sub> : sérum positif de contrôle

H<sub>1</sub> à H<sub>10</sub> : sérum négatif de contrôle

(H<sub>4</sub> à H<sub>10</sub> : "témoins-antigène")

| Les cupules<br>de la<br>zone | Reçoivent avant dilution |                            |               | Reçoivent de<br>la colonne<br>précédente,<br>après homogé-<br>néisation<br>(µl) | Suspension<br>d'hématies<br>(µl) |
|------------------------------|--------------------------|----------------------------|---------------|---|----------------------------------|
|                              | STP<br>(µl)              | Antigène<br>à 4 UH<br>(µl) | Sérum<br>(µl) |   |                                  |
| Z <sub>1</sub>               | 15                       | -                          | 15(a)         | -   | 25                               |
| Z <sub>2</sub>               | -                        | 45                         | 15(a)         | -   | 25                               |
| Z <sub>3</sub>               | -                        | 25                         | -             | 25(b)   | 25                               |
| Z <sub>4</sub>               | 25                       | -                          | -             | -   | 25                               |

a) la rangée G peut recevoir le sérum positif de contrôle (sous réserve que son titre annoncé soit  $\leq 1/1024$ , sinon prolonger les dilutions de ce sérum, éventuellement sur une seconde microplaque). La rangée H

b) rejet de 25 µl des cupules de la dernière colonne, après homogénéisation

## Chapitre 8 :

### Préparation de l'échantillon pour analyse

Si les sérums transmis pour analyse ne sont pas tout à fait limpides, ils peuvent néanmoins faire l'objet de l'essai sous réserve d'être préalablement clarifiés par centrifugation entre 800 et 1200 g pendant 10 à 15 minutes à une température réglée entre 2 et 8°C, ou filtrés à 0,45 µ selon les possibilités. Toutefois, ce traitement ne saurait être appliqué à des sérums franchement sales, dont l'analyse doit être refusée.

La décomplémentation des sérums avant l'analyse n'est ni nécessaire, ni gênante.

## Chapitre 9 :

### Mode opératoire

#### 9.1 – Titrage de l'activité hémagglutinante de l'antigène (test HA) : voir Annexe I

- A l'aide, par exemple, d'un compte-goutte ou d'une micropipette (voir 6.10 et 6.7), distribuer 25 µl de STP dans toutes les cupules d'une microplaque à 96 cupules (voir 6.8), à l'exception des quatre dernières cupules de la première colonne (E<sub>1</sub>, F<sub>1</sub>, G<sub>1</sub>, H<sub>1</sub>), qui en reçoivent 33 µl.
- Introduire la solution d'antigène viral à titrer dans les cupules de la première colonne, à raison de 25 µl dans les quatre premières cupules (A<sub>1</sub>, B<sub>1</sub>, C<sub>1</sub>, D<sub>1</sub>) et de 18 µl dans les quatre autres (E<sub>1</sub>, F<sub>1</sub>, G<sub>1</sub>, H<sub>1</sub>).
- A l'aide d'une micropipette ou d'un microdiluteur, mélanger le contenu de chaque cupule de la première colonne et en transférer 25 µl dans la cupule suivante de la même rangée. Procéder ainsi de suite de colonne en colonne jusqu'à l'extrémité de la microplaque(\*) et éliminer 25 µl de la dilution faite dans la dernière colonne.

(\*) Remarque : réserver les quatre dernières cupules de la dernière colonne (E<sub>12</sub>, F<sub>12</sub>, G<sub>12</sub>, H<sub>12</sub>) pour les témoins-hématies. Ces cupules ne reçoivent pas d'antigène.

En procédant ainsi l'antigène viral subit une dilution de raison 2, allant de 1/2 soit 2<sup>-1</sup> (colonne 1) à 1/4096 soit 2<sup>-12</sup> (colonne 12) dans les quatre premières rangées, et de 1/2,83 soit 2<sup>-1,5</sup> (colonne 1) à 1/2900 soit 2<sup>-11,5</sup> (colonne 11) dans les 4 dernières rangées.

- Après avoir homogénéisé la suspension d'hématies contenant (80 ± 5) 10<sup>6</sup> cellules par ml, en distribuer 25 µl dans toutes les cupules.
- Mélanger, en tapotant doucement les bords de la microplaque, et laisser reposer le temps nécessaire pour obtenir une sédimentation totale(\*\*) des hématies dans les cupules témoins-hématies, c'est-à-dire 30 à 35 minutes à température ambiante, ou 40 à 50 minutes entre 2 et 8°C.
- Lire la plaque, maintenue à plat, en notant dans chaque rangée la dilution la plus élevée de l'antigène entraînant l'agglutination totale(\*\*) des hématies : cette dilution représente le titre hémagglutinant (HA) dans la rangée considérée. Le titre HA de la solution virale correspond à la moyenne géométrique des titres HA des huit rangées : elle définit la dilution de l'antigène contenant une unité hémagglutinante (1 UH) sous 25 µl.

(\*\*) Remarque : La sédimentation totale se traduit par la présence d'un disque central rouge et homogène au fond de la cupule, le liquide surnageant étant totalement incolore. A l'inverse, l'agglutination totale se traduit par la couleur rouge homogène de tout le contenu de la cupule, en l'absence de toute trace de dépôt central plus sombre, qui signifierait un début de sédimentation des hématies.

#### 9.2 – Ajustement à 4 UH de la solution d'antigène et contrôle de cet ajustement : voir Annexe II

- Diluer l'antigène hémagglutinant en STP de manière à obtenir 4 UH sous 25 µl.



- Titrer la solution obtenue conformément à la procédure suivante, dite test HA de contrôle (voir Annexe II) :

Remarque préalable :

Le test HA de contrôle de l'ajustement à 4 UH de la solution d'antigène requérant peu de dilutions, étant donné le titre normalement bas de la solution à titrer, seule une partie de la microplaque est utilisée, ce qui permet de disposer celle-ci dans un sens ou dans l'autre. Par conséquent, le plan-type de distribution proposé dans l'annexe II n'est donné qu'à titre d'exemple. Seules demeurent impératives les quatre répétitions de chacune des trois gammes de dilutions.

- A l'aide d'un compte-goutte ou d'une micropipette, distribuer 25  $\mu$ l de STP dans toutes les cupules des trois premières colonnes (A, B, C) de la microplaque, à l'exception des cupules 5 à 8 de la première colonne (A5, A6, A7, A8) qui en reçoivent 34  $\mu$ l et des quatre dernières cupules de cette même colonne (A9, A10, A11, A12) qui en reçoivent 40  $\mu$ l.
- Distribuer de même 25  $\mu$ l de STP dans au moins deux autres cupules, par exemple H11 et H12. Celles-ci ne recevront pas d'antigène et serviront de témoins-hématies.
- Introduire la solution d'antigène viral à titrer dans les cupules de la première colonne (A), à raison de 25  $\mu$ l dans les quatre premières cupules (A1, A2, A3, A4), de 17  $\mu$ l dans les quatre suivantes (A5, A6, A7, A8) et de 10  $\mu$ l dans les quatre dernières (A9, A10, A11, A12).
- A l'aide d'une micropipette ou d'un microdiluteur, mélanger le contenu de chaque cupule de la première colonne (A) et en transférer 25  $\mu$ l dans la cupule voisine située dans la deuxième colonne (B). Procéder de même entre les deuxième (B) et troisième (C) colonnes, puis éliminer 25  $\mu$ l de la dilution faite dans cette dernière.  
En procédant ainsi, la solution virale à titrer subit les dilutions suivantes, de raison 2 :

1/2, 1/4 et 1/8 dans les quatre premières rangées  
1/3, 1/6 et 1/12 dans les quatre rangées suivantes  
1/5, 1/10 et 1/20 dans les quatre dernières rangées.

- Après avoir homogénéisé la suspension d'hématies contenant  $(80 \pm 5)10^6$  cellules par ml, en distribuer 25  $\mu$ l dans toutes les cupules précédentes.
- Mélanger, en tapotant doucement les bords de la microplaque, et laisser reposer le temps nécessaire pour obtenir une sédimentation totale des hématies dans les cupules témoins-hématies, c'est-à-dire 30 à 35 minutes à température ambiante, ou 40 à 50 minutes entre 2 et 8°C.
- Lire la plaque, maintenue à plat, en notant dans chaque rangée les dilutions de la solution d'antigène entraînant ou non l'agglutination totale des hématies. L'ajustement à 4 UH de la solution d'antigène est considéré correct si toutes les cupules contenant les dilutions de celle-ci  $\leq 1/4$  (A1 à A8 et B1 à B4), et seulement elles, présentent une hémagglutination totale.
- La solution hémagglutinante ainsi préparée peut être conservée plusieurs jours entre 2 et 8°C sans baisse de titre. Il est impératif, cependant, de s'en assurer systématiquement par la réalisation d'un test HA de contrôle avant toute mise en oeuvre du test IHA. La conservation de la solution hémagglutinante pourra aussi être favorisée par l'ajout d'un produit conservateur, par exemple l'azide de sodium ( $\text{NaN}_2$ ) à raison de 0,02 % (attention : ce produit est toxique).

### 9.3 – Titrage des anticorps inhibant l'hémagglutination (Test IHA) : voir Annexe III

Remarques préalables :

$\approx 2,5 \text{ ml d'Ag} + 2,5 \text{ ml Hématies} / \text{1 plaque}$

- La disposition des microplaques dans le test IHA–Newcastle peut varier en fonction du nombre de sérums à tester, du titre estimé de ces sérums, du matériel disponible, des habitudes du laboratoire, etc... Il s'ensuit que les plaques peuvent être utilisées dans un sens ou dans l'autre, que les dilutions peuvent être prolongées sur une seconde plaque, etc... Par conséquent, le plan–type de distribution proposé pour la microplaque du test IHA figurant dans l'Annexe III n'est donné qu'à titre d'exemple. Sur cette plaque sont indiqués les emplacements des témoins–sérums de contrôle positif et négatif. Il n'est pas exigé de répéter ces deux témoins dans une même demi–journée, lors du testage en continu de plusieurs lots de sérums, à condition que ce testage soit effectué par le même opérateur utilisant les mêmes lots de milieux et réactifs.
- Pour des raisons de commodité et de rapidité, compte–tenu du nombre généralement important d'échantillons à tester chez les volailles, la toute première dilution sérique (au 1/2) n'est pas confrontée à l'antigène hémagglutinant et sert de "témoin–sérum à tester". La gamme de dilutions sériques participant à la mesure des anticorps IHA–Newcastle commence donc au 1/4 (colonne 2) et non au 1/2 (colonne 1). Cela est sans inconvénient, dans la mesure où le seuil de positivité admis pour ce test est de 1/16.
- A l'aide, par exemple, d'un compte–goutte ou d'une micropipette, distribuer 15  $\mu\text{l}$  de STP dans chaque cupule de la première colonne (A<sub>1</sub> à H<sub>1</sub>) de la microplaque à 96 cupules. En distribuer aussi 25  $\mu\text{l}$  dans les cupules H<sub>11</sub> et H<sub>12</sub>.
  - De la même manière, distribuer 45  $\mu\text{l}$  de la solution d'antigène contenant 4 UH dans chaque cupule de la deuxième colonne (A<sub>2</sub> à H<sub>2</sub>). En distribuer aussi 25  $\mu\text{l}$  dans toutes les cupules des colonnes 3 à 12, à l'exception des cupules H<sub>11</sub> et H<sub>12</sub>.
  - Distribuer enfin 15  $\mu\text{l}$  de chaque sérum à tester dans les 2 premières cupules de chaque rangée (par exemple, A<sub>1</sub> et A<sub>2</sub> pour le sérum n° 1, B<sub>1</sub> et B<sub>2</sub> pour le sérum n° 2, etc...).
  - A l'aide, par exemple, d'une micropipette, mélanger le contenu de chaque cupule de la première colonne. Prendre soin de bien refouler tout le liquide dans sa cupule d'origine, puis, à l'aide du même instrument muni des mêmes pointes, mélanger de la même manière le contenu de chaque cupule de la deuxième colonne et en transférer 25  $\mu\text{l}$  dans la cupule suivante de la même rangée. Procéder ainsi de suite de colonne en colonne jusqu'à l'extrémité de la microplaque(\*) et éliminer 25  $\mu\text{l}$  de la dilution faite dans la dernière colonne.
- (\*) Remarque : réserver au moins deux cupules en extrémité de plaque, par exemple H<sub>11</sub> et H<sub>12</sub>, pour les témoins–hématies: Ces cupules ne reçoivent pas de dilution sérique ni d'antigène.
- En procédant ainsi, chaque sérum subit une dilution de raison 2, allant, sur une seule microplaque, du 1/4 (colonne 2) au 1/4096 (colonne 12). S'il est nécessaire de diluer davantage les sérums, continuer les dilutions sur une autre microplaque (ou avoir prévu un plan de distribution de plaque légèrement différent permettant de réaliser les dilutions de chaque sérum sur deux rangées consécutives, par exemple).
- Laisser incuber pendant 30 minutes à température ambiante, ou pendant une heure entre 2 et 8°C.
  - Après avoir homogénéisé la suspension d'hématies contenant  $(80 \pm 5) 10^6$  cellules par ml, en distribuer 25  $\mu\text{l}$  dans toutes les cupules.

- Mélanger, en tapotant doucement les bords de la microplaque, et laisser reposer le-temps nécessaire pour obtenir une sédimentation totale des hématies dans les cupules témoins-hématies, c'est-à-dire 30 à 35 minutes à température ambiante, ou 40 à 50 minutes entre 2 et 8°C.
- Lire la plaque, en l'inclinant fortement pour mieux distinguer les cupules présentant ou non une sédimentation (donc une inhibition de l'hémagglutination, quand ce résultat est dû à la présence d'anticorps) en faisant apparaître un flux des hématies en forme de larne. Ce flux, dans les cupules présentant une sédimentation totale (donc une inhibition totale de l'hémagglutination), doit s'écouler au même rythme que celui des témoins-hématies. Noter dans chaque rangée la dilution sérique la plus élevée entraînant cette inhibition totale de l'hémagglutination.

#### 9.4 - Interprétation :

- Le titre IHA d'un sérum correspond à la dilution la plus élevée de ce dernier entraînant une inhibition totale de l'hémagglutination.
- Est considéré positif tout sérum dont le titre IHA est  $\geq 1/16$ .
- Le test n'est interprétable que si les conditions suivantes sont toutes satisfaites :
  - . les cupules témoins-hématies présentent une sédimentation totale
  - . les cupules témoins-sérums à tester ne présentent pas d'image d'altération ou d'agglutination des hématies
  - . le titre annoncé du sérum positif de contrôle est retrouvé à une dilution près
  - . le titre du sérum négatif de contrôle s'avère  $\leq 1/8$
  - . les cupules contenant les dilutions  $> 1/8$  du sérum négatif de contrôle présentent une hémagglutination totale (elles jouent, en quelque sorte, le rôle de témoins-antigène).

### Chapitre 10 :            Conditions de conservation et d'élimination de l'échantillon

Les conditions de conservation éventuelle de l'échantillon après analyse sont les mêmes que celles indiquées au chapitre 7.

Il n'est pas proposé de règle particulière pour l'élimination de l'échantillon.

### Chapitre 11 :            Expression des résultats

Les résultats du test IHA-Newcastle sont donnés par sérum, sous la forme de la dilution sérique correspondant au titre, ou de son inverse (ex : 1/256, ou 256) et/ou sous la forme du logarithme de base 2 de l'inverse de cette dilution (ex : 8 en  $\log_2$ , ou 28). Un résultat individuel peut, en plus, être qualifié de positif ou négatif sur la base du seuil de positivité de 1/16 (soit 2<sup>4</sup>).

Pour un lot de sérums, il peut être utile (mais non indispensable) de fournir, de surcroît, le titre moyen du lot en IHA-Newcastle, représenté par la moyenne géométrique des titres sériques individuels et exprimé comme ces derniers.

### Chapitre 12 :            Fidélité

La précision admise pour un titre individuel en anticorps IHA-Newcastle est de plus ou moins une dilution de raison 2.



## RESUME

la vaccination contre la maladie de Newcastle et le déparasitage de volailles de brousse sont réalisés depuis 2 ans par l'équipe de Vétérinaires Sans Frontières (V.S.F.) dans le cadre du projet de Développement des Espèces à Cycle court (PRODEC).

Les volailles sont vaccinées et déparasitées respectivement avec le vaccin inactivé huileux

ITA-NEW<sup>ND</sup> et le vermifuge polyvalent volaille du laboratoire Laprovect à partir de l'âge de 2 mois.

Afin d'évaluer l'efficacité de ces vaccinations et de vérifier l'existence d'un effet positif du déparasitage réalisé au moment de la vaccination sur la réponse immunitaire des volailles, nous avons mené une étude sur 1182 sérums dont 519 et 366 récoltés respectivement dans le sang des volailles vaccinées ou non, issues de 5 villages ayant fait l'objet d'un, de deux ou plus de deux campagnes de vaccination.

Ensuite 297 sérums ont été récoltés sur des volailles vaccinées seulement et sur des volailles vaccinées et déparasitées en même temps. Ces animaux proviennent de 5 villages de la région de Fatick n'ayant jamais fait l'objet de vaccination.

Les résultats obtenus montrent une prise vaccinale correcte allant de 73 à 98% des effectifs vaccinés.

Les pourcentages de protection vaccinale obtenus varient entre 45 et 98%.

A l'échelle de la population des sujets de Kaolack, 83% des sujets ont une bonne prise vaccinale mais 63% sont protégés.

Dans les lots de la région de Fatick, les taux de prise vaccinale sont plus élevés chez les sujets vaccinés et déparasités par rapport aux sujets vaccinés seulement. Cependant, les taux de protection chez les animaux vaccinés ou vaccinés et déparasités sont de 100%.

**Mots clés :** Aviculture rurale, Maladie de Newcastle, vaccin inactivé huileux (ITA-NEW<sup>ND</sup>), déparasitage, anticorps vaccinaux.