



**ECOLE INTER-ETATS DES SCIENCES  
ET MEDECINE VETERNAIRES DE DAKAR**

**BP 5077 - DAKAR (Sénégal)  
Tél. (221) 33 865 10 08 - Télécopie (221) 825 42 83**

---

**COMITE DE DIRECTION**

---

**LE DIRECTEUR**

- **Professeur Louis Joseph PANGUI**

**LES COORDONNATEURS**

- **Professeur Germain Gérome SAWADOGO**  
**Coordonnateur des Stages et de**  
**la Formation Post-Universitaires**
- **Professeur Justin Ayayi AKAKPO**  
**Coordonnateur Recherche / Développement**
- **Professeur Moussa ASSANE**  
**Coordonnateur des Etudes**

**Année Universitaire 2008 - 2009**

*PERSONNEL ENSEIGNANT*

☞ **PERSONNEL ENSEIGNANT EISMV**

☞ **PERSONNEL VACATAIRE (PREVU)**

☞ **PERSONNEL EN MISSION (PREVU)**

☞ **PERSONNEL ENSEIGNANT CPEV (PREVU)**

**A. DEPARTEMENT DES SCIENCES BIOLOGIQUES  
ET PRODUCTIONS ANIMALES**

**CHEF DE DEPARTEMENT : Ayao MISSOHOU, Professeur**

**SERVICES**

**1. ANATOMIE-HISTOLOGIE-EMBRYOLOGIE**

Serge N. BAKOU	Maître de conférence agrégé
Gualbert Simon NTEME ELLA	Assistant
Mlle Sabine NGA OMBEDE	Monitrice
Mr Bernard Agré KOUAKOU	Moniteur
Mlle Rose Eliane PENDA	Docteur Vétérinaire Vacataire

**2. CHIRURGIE –REPRODUCTION**

Papa El Hassane DIOP	Professeur
Alain Richi KAMGA WALADJO	Assistant
Bilkiss V.M ASSANI	Docteur Vétérinaire Vacataire
Fabrice Juliot MOUGANG	Docteur Vétérinaire Vacataire

**3. ECONOMIE RURALE ET GESTION**

Cheikh LY	Professeur
Adrien MANKOR	Assistant
Mr Gabriel TENO	Moniteur

**4. PHYSIOLOGIE-PHARMACODYNAMIE-THERAPEUTIQUE**

Moussa ASSANE	Professeur
Rock Allister LAPO	Assistant
Mr Sabra DJIGUIBET	Moniteur

**5. PHYSIQUE ET CHIMIE BIOLOGIQUES ET MEDICALES**

Germain Jérôme SAWADOGO	Professeur
Mouiche MOULIOM	Docteur Vétérinaire Vacataire
Mr Pascal NYABINWA	Moniteur

**6. ZOOTECHNIE-ALIMENTATION**

Ayao MISSOHOU	Professeur
Simplice AYESSEWEDE	Assistant
Mr Kouamé Marcel N'DRI	Moniteur

## **B. DEPARTEMENT DE SANTE PUBLIQUE ET ENVIRONNEMENT**

**CHEF DE DEPARTEMENT : Rianatou BADA ALAMBEDJI, Professeur**

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

#### **1. HYGIENE ET INDUSTRIE DES DENREES ALIMENTAIRES D'ORIGINE ANIMALE (HIDAOA)**

Malang SEYDI	Professeur
Bellancille MUSABYEMARIYA	Assistante
Khalifa Babacar SYLLA	Assistant
Mr David RAKANSOU	Docteur Vétérinaire Vacataire
Mr Eugène NIYONSIMA	Moniteur

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

Justin Ayayi AKAKPO	Professeur
Mme Rianatou ALAMBEDJI	Professeur
Philippe KONE	Assistant
Jean Marc FEUSSOM KAMENI	Docteur Vétérinaire Vacataire
Abdel-Aziz ARADA IZZEDINE	Docteur Vétérinaire Vacataire

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

Louis Joseph PANGUI	Professeur
Oubri Bassa GBATI	Maître-assistant
Paul Armand AZEBAZE SOBGO	Docteur Vétérinaire Vacataire

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

Yalacé Yamba KABORET	Professeur
Yaghouba KANE	Maître-assistant
Mireille KADJA WONOU	Assistante
Medoune BADIANE	Docteur Vétérinaire (SOVETA)
Omar FALL	Docteur Vétérinaire (WAYEMBAM)
Alpha SOW	Docteur Vétérinaire (PASTAGRI)
Abdoulaye SOW	Docteur Vétérinaire (FOIRAIL)
Ibrahima WADE	Docteur Vétérinaire Vacataire
Charles Benoît DIENG	Docteur Vétérinaire Vacataire
Togniko Kenneth TCHASSOU	Moniteur
Enock NIYONDAMYA	Moniteur

#### **5. PHARMACIE-TOXICOLOGIE**

Félix Cyprien BIAOU	Maître-Assistant ( <i>en disponibilité</i> )
Gilbert Komlan AKODA	Assistant
Assiongbon TEKO AGBO	Assistant
Abdou Moumouni ASSOUMY	Moniteur



**PERSONNEL VACATAIRE (Prévu)**

**1. BIOPHYSIQUE**

Boucar NDONG  
de Pharmacie UCAD

Assistant Faculté de Médecine et

**2. BOTANIQUE**

Dr Kandouioura NOBA  
Dr Mame Samba MBAYE  
UCAD

Maître de Conférences (**Cours**)  
Assistant (**TP**)  
Faculté des Sciences et Techniques

**3. AGRO-PEDOLOGIE**

Fary DIOME  
(IST)

Maître-Assistant  
Institut de Science et de la Terre

**4. ZOOTECHNIE**

Abdoulaye DIENG

Docteur Ingénieur  
Enseignant à ENSA - THIES

Léonard Elie AKPO  
UCAD

Professeur  
Faculté des Sciences et Techniques

Alpha SOW

Docteur Vétérinaire Vacataire

**5. H I D A O A**

**. NORMALISATION ET ASSURANCE QUALITE**

Mme Mame S. MBODJ NDIAYE

Chef de la division Agro-alimentaire de  
L'Institut Sénégalais de Normalisation

**. ASSURANCE QUALITE – CONSERVE DES PRODUITS DE LA PECHE**

Abdoulaye DIAWARA

Direction de l'Élevage du Sénégal

PERSONNEL EN MISSION (Prévu)

**1. TOXICOLOGIE CLINIQUE**

Abdoulaziz EL HRAIKI

Professeur  
Institut Agronomique et Vétérinaire  
Hassan II Rabat (Maroc)

**2. PATHOLOGIE CHIRURGICALE**

Mohamed AOUINA

Professeur  
Ecole Nationale de Médecine  
Vétérinaire de TUNISIE

**3. REPRODUCTION**

Hamidou BOLY

Professeur  
Université de BOBO-DIOULASSO  
(Burkina Faso)

**4. ZOOTECHNIE-ALIMENTATION ANIMALE**

Jamel RKHIS

Vétérinaire de TUNISIE

Professeur  
Ecole Nationale de Médecine

PERSONNEL ENSEIGNANT CPEV (Prévu)

**1. MATHÉMATIQUES**

Abdoulaye MBAYE

Assistant

Faculté des Sciences et Techniques  
UCAD

**2. PHYSIQUE**

Issakha YOUM

Maître de Conférences (**Cours**)  
Faculté des Sciences et Techniques  
UCAD

André FICKOU

Maître-Assistant (**TP**)  
Faculté des Sciences et Techniques  
UCAD

**3. CHIMIE ORGANIQUE**

Abdoulaye SAMB

Professeur  
Faculté des Sciences et Techniques  
UCAD

**4. CHIMIE PHYSIQUE**

Abdoulaye DIOP  
Mame Diatou GAYE SEYE

Maître de Conférences  
Maître de Conférences  
Faculté des Sciences et Techniques  
UCAD

Rock Allister LAPO

Assistant (**TP**)  
EISMV – DAKAR

Momar NDIAYE

Assistant (**TD**)  
Faculté des Sciences et Techniques

UCAD

**5. BIOLOGIE VÉGÉTALE**

Dr Aboubacry KANE  
Dr Ngansomana BA

Maître-Assistant (**Cours**)  
Assistant Vacataire (**TP**)  
Faculté des Sciences et Techniques  
UCAD

**6. BIOLOGIE CELLULAIRE**

Serge Niangoran BAKOU

Maître de conférences agrégé  
EISMV - DAKAR

## **7. EMBRYOLOGIE ET ZOOLOGIE**

Karomokho DIARRA

Maître de conférences  
Faculté des Sciences et Techniques  
UCAD

## **8. PHYSIOLOGIE ANIMALE**

Moussa ASSANE

Professeur  
EISMV – DAKAR

## **9. ANATOMIE COMPAREE DES VERTEBRES**

Cheikh Tidiane BA

Professeur  
Faculté des Sciences et Techniques  
UCAD

## **10. BIOLOGIE ANIMALE (T.P.)**

Serge Niangoran BAKOU

Maître de conférences agrégé  
EISMV - DAKAR

Oubri Bassa GBATI

Assistant  
EISMV - DAKAR

Gualbert Simon NTEME ELLA

Assistant - DAKAR

## **11. GEOLOGIE**

### **. FORMATIONS SEDIMENTAIRES**

Raphaël SARR

Maître de Conférences  
Faculté des Sciences et Techniques  
UCAD

### **. HYDROGEOLOGIE**

Abdoulaye FAYE

Maître de Conférences  
Faculté des Sciences et Techniques  
UCAD

## **12. CPEV TP**

### **Travaux Pratiques**

Houénafa Chimelle DAGA

Monitrice

## DEDICACES

Je dédie ce travail :

**A L'ETERNEL MON DIEU :** qui est au début et à la fin de toute chose, qui m'a soutenu dans mes moments de joie et de tristesse, qui n'a cessé de m'apporter réconfort moral, physique et matériel que son nom soit magnifié à jamais.

**A MES CHERS ET TENDRES PARENTS :** Papa Jérôme et maman Eugénie Vous avez mis un point d'honneur à notre éducation avec une certaine rigueur en nous inculquant certaines vertus. Avec amour et espoir, vous avez tout sacrifié pour la réussite de vos enfants. Soyez en récompensé en ce jour béni.

**A MES SŒURS :** Victoria, Flore, Annie

**A MES FRERES :** Serge, Géraud

**A MES NEUVEUX :** Charles et Marie-Eunice

**A MES ONCLES :** Mrs SEKA Adon, ABE Yapo George, ASSI Claude, ASSI Montsé Clément

**A MES TANTES :** Annette, Rosalie, Yolande, Bénédicte en particulier à feu ASSI N'Doua Séraphine, ce travail est aussi le tien ; que la terre des hommes te soit légère.

**A LA FAMILLE GOKE** en particulier leur fille GOKE Ahouo Sandrine, merci pour ton amour, ta patience, ta compréhension et ton courage. Bientôt nous serons ensemble.

**A MES COUSINS :** Hyacinthe, John, Léopold, Ferdinand, Charles, Rodrigue, Richard

**A MES COUSINES** en particulier Stéphanie, Maxime, Eloïse, fiacre

**A MES CO-DIRECTEURS DE THESE :** Dr KOMOIN Oka Clarisse (DMV,PhD) sous-directeur technique et scientifique au LANADA et Pr FANTODJI Agathe professeur à l'Université d'Abobo –Adjamé

**A Mr ASSI ASSI Alfred :** en service au LCVB ; ce travail a été réalisé grâce à votre disponibilité et votre expertise, soyez en remercié.

## REMERCIEMENTS

- **Au MINISTRE** AMAN Aye Jean-Baptiste à la BCEAO et Mme.
- **Au MINISTRE** Emile Constant BOMBET
- **Au Pr** OFFOUMOU Atte à l'Université de Cocody (Abidjan)
- **A Mr** GBOCHO Chonou Emmanuel (PCA de SNDI)
- **A Mr** ADOBY Clément à la représentation de L'UEMOA et Mme.
- **A Mme** STEPHAN à l'Ambassade de la Côte d'Ivoire au Sénégal
- **A Mr** GOSSAN Hyacinthe à SITARAIL et Mme
- **A Mr** ASSI Akawa
- **A Mme** ASSI Salomé à Paris
- **A Mme** ASSI Jacqueline
- **A Mr** ASSI Théodore et Mme
- **A Mr** ASSI Honoré et Mme
- **Au Dr** ANGBA ASSI et Mme
- **A Mr** ANGBA Akawa victor
- **Au Pr** Serge Niangoran BAKOU : merci pour vos conseils.
- **A Mr** TIEMTORE Charles à la BCEAO et Mme
- **Au Dr** KOMOIN Oka Clarisse (S/D au LANADA)
- **Au Dr** ACHI Yaba Louise (Directeur du LANADA)
- **Au Pr** FANTODJI Agathe (à Université Abobo-Adjamé)
- **Au Dr** Coulibaly (Responsable de LCVB)

- **Au Dr** SORO Dofara (Assistant à UAA)
- **Au Dr** TOURE Alassane (Chef de service de Parasitologie au LCVB)
- **Au Dr** M'BARI Benjamin (S/D de la Nutrition Animale)
- **Au Dr** SANOGO (au LANADA)
- **A Mr** ASSI ASSI Alfred (au service de parasitologie du LCVB)
- **Au** « maquis coup de frein », à ses employés et à la responsable
- **A Mr** ESMEL à Abidjan
- **A Mlle** LOROUGNON Julie à Dakar
- **A Mr** BLE Charles (BCEAO) et Mme
- **A Mr** EPKONON René (BCEAO) et Mme
- **Au Dr** KOUAME KOUAME Guy-Gérard
- **Au Dr** BODJO Charles
- **Au Dr** Franck ESSOH et Mme
- **Au Dr** BABACAUH Koffi Kouman et Mme
- **Au Dr** DJINOUGUES Hugues à INFOPÊCHES
- **Au Dr** NEZZI Nicole
- **Au Dr** Koffi Serges (DSV)
- **Au Dr** Gualbert Ntème à l'E.I.S.M.V de Dakar
- **Aux Drs** KOUADIO N'GANDI Serge, ABONOU Fabrice, Yapi Achi
- **A mon** « père » Dr GBENOU Donald et à mon « fils » Edouard BASSENE
- **A ma** chérie Mariame yansane,

- **Au Dr** N'GUESSAN Céline, Tinack Satok Gaëlle : merci pour tout ce que tu fait pour moi, ESSOMBA Biloa
  
- **A mes** amis de promotion : ALLOYA Samson, AWOUNAM Gilbert, Dr TRA Bi Tra Constant, Habib SALAMI, KABA, Oumaté, ALKAISSOU, MIGUIRI
  
- **A mes** amis de tous les jours : ABY Olivier, Bertin, Ismael, Arnaud, Aimé, ALLOU Ludovick, KARAMOKO Célestin
  
- **A mon** couturier Ali BOUGAL à Abidjan
  
- **A mon** pays d'origine : la **COTE D'IVOIRE**
  
- **A mon** pays d'accueil : le **SENEGAL**
  
- **Au** groupe des lecteurs de **St Dominique**, à la 36<sup>ème</sup> promotion de l'E.I.S.M.V, promotion Cheryl Marry French et à son professeur accompagnateur **Pr Serge Niangoran BAKOU**.
  
- **A** l'AMESIS, AEVD, la CEVIS.

## **A NOS MAITRES ET JUGES**

**A notre Maître et Président de jury, Monsieur Bernard Marcel DIOP**

Professeur à la faculté de Médecine, de Pharmacie et d'Odonto- stomatologie de Dakar. C'est un grand privilège et un honneur que vous nous faites en présidant notre jury de thèse. La spontanéité avec laquelle vous avez répondu à notre sollicitation nous a profondément marqué.

**Veillez accepter nos hommages respectueux**

**A notre Maître et Rapporteur de thèse, Monsieur Louis- Joseph PANGUI ;**

Professeur et Directeur de L'E.I.S.M.V de Dakar.

Malgré vos multiples occupations, Vous avez suivi et encadré ce travail avec rigueur et diligence. Vous avez toujours été à nos yeux un modèle de chercheur dont nous serions toujours prêts à approcher. Vos qualités humaines, votre humilité et votre rigueur scientifique nous ont énormément marqué. Soyez assuré de l'usage de l'enseignement que vous nous avez inculqué.

**Veillez trouver ici, l'expression de notre sincère reconnaissance.**

**A notre Maître et juge, Monsieur Yalacé Yamba KABORET ;** Professeur à l'E.I.S.M.V de Dakar.

Nous sommes très heureux et honorés d'avoir répondu spontanément à notre demande à siéger dans ce jury de thèse. Votre simplicité, votre contact facile et votre rigueur dans le travail nous ont beaucoup fascinés. Durant toutes ces années, tout ce que j'ai pu retenir de vous se résume en ces lignes « *il n'ya rien d'impossible sur cette terre des hommes, tout dépend du courage, de la volonté et du déterminisme de tout un chacun* ». Soyez assurés que nous garderons précieusement ces valeurs dans notre environnement professionnel.

**Recevez toute notre admiration.**

**A notre Maître et juge, Monsieur Serge Niangoran BAKOU ;** Maître de conférence agrégé à l'E.I.S.M.V de Dakar.

Malgré vos multiples occupations et votre sollicitation à la dernière minute, vous n'avez ménagé aucun effort en acceptant d'être membre de ce jury.

Vous demeurez une fierté et un modèle de réussite parfaite pour cet établissement et particulièrement à notre cher pays la Côte d'Ivoire.

Votre humilité et votre rigueur scientifique nous ont énormément marqué.

**Veillez trouver ici, l'expression de notre sincère reconnaissance.**

**A notre Directeur de thèse, Monsieur Oubri Bassa GBATI ;** Maître-assistant à l'E.I.S.M.V. de Dakar.

Vous avez été au début et à la fin de ce travail, tout en affirmant un intérêt particulier pour sa bonne marche. Nous en sommes flattés, car sans votre aide nous ne serions pas arrivés.

**Acceptez mes remerciements et toute ma gratitude.**

« Par délibération la Faculté de Médecine, de Pharmacie et d'Odonto- Stomatologie et l'Ecole Inter – Etats des Sciences et Médecine Vétérinaire de Dakar ont décidé que les opinions émises dans les dissertations qui leur seront présentées, doivent être considérées comme propres à leurs auteurs et qu'elles n'entendent donner aucune approbation ni improbation. »

## ABREVIATIONS

<b>ADL:</b>	Acid Detergent Lignin
<b>ADF :</b>	Acid Detergent Fiber
<b>al:</b>	Alter-ego
<b>ANADER :</b>	Agence Nationale d'Appui au Développement Rural
<b>PVA :</b>	Production Végétale et Animale
<b>Cm :</b>	Centimètres
<b>CNRA :</b>	Centre National de Recherche Agronomique
<b>DPE :</b>	Direction de la Production et de l'Élevage
<b>E.I.S.M.V :</b>	Ecole Inter-Etats des Sciences et Médecine Vétérinaire de Dakar
<b>g :</b>	Gramme
<b>G* :</b>	Grossissement
<b>GMQ :</b>	Gain Moyen Quotidien
<b>H :</b>	heure
<b>Ha :</b>	hectare
<b>Kg :</b>	kilogramme
<b>Km :</b>	kilomètre
<b>Km<sup>2</sup> :</b>	kilomètre carré
<b>l :</b>	litres
<b>LANADA :</b>	Laboratoire National d'Appui au Développement Agricole
<b>m :</b>	mètre
<b>mg :</b>	milligramme
<b>MIPARH :</b>	Ministère de la Production Animale et des Ressources Halieutiques

<b>MINAGRA :</b>	Ministère de l'Agriculture et des Ressources Animales.
<b>ml :</b>	millilitres
<b>mm :</b>	millimètres
<b>mn :</b>	minutes
<b>m<sup>2</sup>:</b>	mètre carré
<b>m<sup>3</sup>:</b>	mètre cube
<b>ms:</b>	matière sèche
<b>NaCl:</b>	Chlorure de sodium
<b>nf:</b>	nom féminin
<b>nm :</b>	nom masculin
<b>ONG:</b>	Organisation Non Gouvernementale
<b>OPG:</b>	Œufs Par Gramme
<b>PIB:</b>	Produit Intérieur Brut
<b>PPEAU:</b>	Projet Promotion de l'Élevage d'Aulacodes
<b>PV:</b>	Poids vif
<b>UAA:</b>	Université d'Abobo-Adjamé

## **LISTE DES TABLEAUX**

Tableau I : Taxonomie de l'aulacode.....	6
Tableau II : Dimensions des aulacodères (enclos).....	18
Tableau III : Liste des fourrages, de sous-produits agricoles et agro-industriel utilisés dans l'alimentation des aulacodes.....	20
Tableau IV: Besoins en nutriments dans la ration alimentaire de l'aulacode.... d'élevage.....	22
Tableau V : Activités journalières et opérations de routine.....	26
Tableau VI : Poids à âge-type chez l'aulacode d'élevage.....	27
Tableau VII : Performances zootechniques enregistrées en aulacodiculture.....	28
Tableau VIII : Résultat de l'OPG.....	74

## **LISTE DES FIGURES**

Figure 1 : Carte de la répartition des aulacodes en Afrique.....	10
Figure 2 : Aulacode adulte .....	11
Figure 3: Anatomie externe du grand aulacode .....	11
Figure 4: Puissantes incisives.....	13
Figure 5: Molaires de la mâchoire supérieure.....	12
Figure 6 : Différentes phases de la cour de l'aulacodin à l'aulacodine .....	15
Figures 7 et 8: Différents bâtiments d'aulacodes .....	17
Figure 9: Exemple d'un enclos au sol .....	17
Figure 10: Exemple d'enclos étagés.....	17
Figure 11: Exemple de cages étagées.....	18
Figure 12: cage de transport, cage de contention, mangeoire et abreuvoir.....	19
Figure 13: Détermination du sexe par observation de la zone ano-genitale .....	25
Figure 14: Carte du district d'Abidjan illustrant la zone d'étude .....	48
Figure 15: Aulacode sauvage adulte .....	49
Figure 17: Aulacodine et ses petits.....	50
Figure 18: Aulacodin mort.....	50
Figure 19: Bâtiment d'aulacode .....	51
Figure 20 : Schéma opératoire de la technique de flottation.....	58
Figure 21 : Schéma opératoire de technique de sédimentation.....	60
Figure 22: Lame de MAC MASTER .....	61
Figure 23: Remplissage des cellules de la lame de MAC MASTER .....	62
Figure 24: Mise à nue des viscères .....	64
Figure 25: Autopsie d'un aulacode .....	65
Figure 26: Appareil digestif d'un Aulacode adulte.....	66
Figure 27: Ouverture du tube digestif d'un aulacode .....	67
Figure 28: Préparation de la dilution.....	68
Figure 29: Recherche des parasites adultes.....	68

Figure 30: Contention manuelle des aulacodes.....	70
Figure 31: Méthode de prélèvement des tiques fixées sur la peau .....	71
Figure 32: Fréquence des œufs de parasites retrouvés dans le duodénum.....	75
Figure 33: Taux d'infestation des aulacodes en fonction de l'origine.....	76
Figure 34: Répartition des œufs de parasites selon le sexe chez les aulacodes sauvages.....	77
Figure 35: Fréquence des œufs de parasites selon le sexe chez les aulacodes d'élevage.....	78
Figure 36: Sièges de prédilection des parasites adultes de l'appareil digestif .....	79
Figure 37: Fréquence des parasites en fonction de l'origine des aulacodes .....	80
Figure 38: Fréquence des parasites en fonction du sexe.....	81
Figure 39: Taux d'infestation moyen des aulacodes de sexe femelle.....	82
Figure 40: Taux d'infestation moyen des aulacodes de sexe mâle.....	83
Figure 41: <i>Monezia benedeni</i> (vue d'ensemble à l'œil nu).....	83
Figure 42: <i>Monezia benedeni</i> (G*20) ; .....	84
Figure 43: <i>Trichuris muris</i> vue à la loupe binoculaire (G*20). .....	84
Figure 44: Fréquence des ectoparasites chez les aulacodes sauvages .....	85
Figure 45: Sièges de prédilection des ectoparasites sur l'aulacode sauvage.....	86
Figure 46: Taux d'infestation en fonction du sexe .....	87
Figure 47: Taux d'infestation moyen en fonction du sexe.....	88
Figure 48: Taux d'infestation moyen chez les femelles sauvages .....	88
Figure 49: Taux d'infestation moyen chez les mâles sauvages .....	89

## **TABLE DES MATIERES**

INTRODUCTION.....	1
CHAPITRE I : L'ELEVAGE DE L'AULACODE EN COTE D'IVOIRE.....	5
I- Etat des connaissances en aulacodiculture.....	6
I.1- AULACODE.....	6
I.1.1- Taxonomie.....	6
I.1.2- Quelques noms vernaculaires pour désigner l'aulacode.....	7
I.1.3- Quelques termes zootechniques utilisés en aulacodiculture.....	8
I.1.4- Répartition géographique.....	9
I.1.5- Description.....	10
I.1.6- Ecoethologie.....	13
I.1.7- Biologie.....	13
I.1.7.1- Comportement sexuel.....	13
I.2- Bâtiments et équipements d'élevage.....	16
I.2.1- Bâtiments.....	16
I.2.2- Equipements d'élevage.....	19
I. 3- Alimentation.....	19
I.3.1- Fourrage vert, ingrédients alimentaires concentrés, Compléments minéraux et vitaminés.....	19
I.3.2- Eau.....	22
I.4- Reproduction.....	23
I.4.2-Test de gestation.....	23
I.5- Conduite de l'élevage.....	24
I.5.1- Sexage.....	24
I.5.2- Activités journalières et opérations de routine dans l'élevage.....	25
I.6- PERFORMANCES ZOOTECHNIQUES.....	27
CHAPITRE II :.....	29
PATHOLOGIES DES AULACODES.....	29

II.1- Principales pathologies et leurs traitements.....	31
II.1.1- Pathologies de l'élevage .....	31
II.1.1.1- Stress .....	31
II.1.1.2- Affections dentaires .....	33
II.1.1.3- Stomatites.....	34
II.1.1.4- Invasion par les fourmis magnans .....	34
II.1.1.5- Alopecie .....	34
II.1.1.6- Pathologies liées à la reproduction .....	35
II.1.1.7- Blessures .....	35
II.1.1.8- Paralysie des membres postérieurs .....	35
II.1.2- Pathologie infectieuse .....	36
II.1.2.1- Maladies bactériennes.....	36
II.1.2.1.1- Entérotoxémies .....	36
II.1.2.1.2- Staphylococcies .....	37
II.1.2.1.3- Corynébactérioses.....	39
II.1.2.1.6- Avortements.....	40
II.1.2.1.4- Affections respiratoires.....	40
II.1.3- Pathologies parasitaires.....	41
II.1.3.1- Protozooses .....	41
II.1.3.1.1- Protozooses sanguines .....	41
II.1.3.1.2- Coccidioses .....	41
II.1.3.2- Helminthoses .....	42
II.1.3.2.1- Nématodoses .....	42
II.1.3.2.2- Cestodoses.....	42
II.1.3.3- Ectoparasitoses.....	43
CHAPITRE I : .....	45
MATERIEL ET METHODES .....	45
I.1- Présentation générale de la zone d'étude .....	46
I.1.1- Localisation et situation administrative .....	46

I.1.2 - Présentation du laboratoire ayant servi de cadre d'étude .....	46
I.1.3 - Population humaine.....	47
I.1.4 - Climat .....	48
I.1.5 - Végétation .....	48
I.2 - Matériel .....	49
I.2.1- Matériel animal .....	49
I.2.2 - Matériel de laboratoire .....	52
I.3 - Méthodologie .....	54
I.3.1- Enquêtes et échantillonnage .....	54
I.3.1.1- Echantillonnage .....	54
I.3.1.2 - Critères de choix des élevages .....	54
I.3.2 - Prélèvement des matières fécales.....	55
I.3.3 - Conservation des matières fécales .....	56
I.3.4 - Analyses de laboratoire .....	56
I.3.4.1- Examen coprologique.....	56
I.3.4.1.1- Examen macroscopique .....	56
I.3.4.1.2 - Examen microscopique .....	57
a - Méthode qualitative .....	57
a.1- Examen direct simple (sans enrichissement).....	57
a.2 - Examen après concentration ou enrichissement.....	57
a.2.1- Enrichissement par flottation.....	57
a.2.2- Enrichissement par sédimentation .....	59
b- Méthode quantitative : Méthode de MAC MASTER .....	60
I.3.4- Autopsie Helminthologique .....	63
I.3.5- Prélèvement des ectoparasites.....	69
I.3.5.1- Contention des aulacodes.....	69
I.3.5.2- Recherche des ectoparasites.....	70
I.3.5.3- Identification des ectoparasites .....	71
I.3.6- Traitement et analyses des données .....	72

CHAPITRE II.....	73
RESULTATS ET DISCUSSION.....	73
II.1- Résultats .....	74
II.1.1- Résultats de l'OPG des espèces parasitaires.....	74
II.1.2- Résultats de l'autopsie helminthologique.....	75
II.1.2.1- Résultat de la coprologie.....	75
II.1.2.1.1- Localisation des œufs d'helminthes et des ookystes de coccidies .	75
II.1.2.1.2 - Taux d'infestation en fonction de l'origine .....	76
II.1.2.1.3 - Taux d'infestation en fonction du sexe chez les aulacodes sauvages .....	77
II.1.2.1.4- Taux d'infestation en fonction du sexe chez les aulacodes d'élevage .....	77
II.1.2.2- Résultats de l'observation des parasites adultes des aulacodes.....	78
II.1.2.2.1- Sièges de prédilection des parasites adultes .....	78
II.1.2.2.2- Fréquence des parasites en fonction de l'origine.....	79
II.1.2.2.3- Fréquence des parasites en fonction du sexe des aulacodes.....	80
II.1.2.2.4- Taux d'infestation moyen des aulacodes de sexe femelle.....	81
II.1.2.2.5- Taux d'infestation moyen des aulacodes de sexe mâle .....	82
II.1.2.2.6- Morphologie de quelques endoparasites observés.....	83
a- Morphologie de <i>Monezia benedeni</i> .....	83
b- Morphologie de <i>Trichuris muris</i> .....	84
II.1.3- Résultat de la recherche des ectoparasites .....	85
II.1.3.1- Fréquence des ectoparasites.....	85
II.1.3.2- Sièges de prédilection des ectoparasites sur l' aulacode sauvage.....	86
II.1.3.3- Taux d'infestation en fonction du sexe.....	87
II.1.3.4- Taux d'infestation moyen en fonction du sexe.....	88
II.1.3.5- Taux d'infestation moyen selon le siège de prédilection .....	88
II.1.3.5.1- Chez les femelles sauvages.....	88
II.1.3.5.2- Chez les mâles sauvages .....	89

II.2- Discussion des résultats .....	90
II.2.1- Discussion de la méthodologie de travail .....	90
II.2.1.1- Contraintes financières .....	90
II.2.1.2 - Contraintes techniques.....	90
II.2.2 - Discussion sur la coprologie .....	91
II.2.3 - Discussion sur les résultats de l'autopsie helminthologique .....	93
II.2.3.1- Discussion sur la coprologie de l'autopsie .....	93
II.2.3.1.1- Site de prédilection des œufs dans le tube digestif.....	93
II.2.3.1.2 - Principaux œufs recueillis.....	93
II.2.3.1.3- Sur le taux d'infestation en fonction de l'origine .....	94
II.2.3.1.4-Taux d'infestation en fonction du sexe.....	94
II.2.3.1.5-Taux d'infestation en fonction du sexe et de l'origine .....	95
II.2.3.2 - Sur les principaux parasites adultes recueillis .....	96
II.2.3.2.1- Caractéristiques des <i>Monezia benedeni</i> .....	96
II.2.3.2.2 - Cycle de <i>Monezia benedeni</i> .....	96
II.2.3.3- Sur le siège de prédilection des parasites .....	96
II.2.3.4- Distribution des parasites adultes dans l'appareil digestif .....	97
II.2.3.5- Discussion sur la fréquence des parasites adultes .....	97
II.2.3.6- Répartition des parasites adultes en fonction de l'origine.....	99
II.2.3.7- Taux d'infestation parasitaire en fonction des sexes .....	99
II.2.3.8 - Taux d'infestation moyenne des aulacodes se sexe femelle .....	99
II.2.3.9 - Taux d'infestation moyenne des aulacodes de sexe mâle .....	100
II.2.4 - Discussion sur les résultats des ectoparasites .....	100
II.2.4.1- Discussion sur les principales tiques identifiées.....	100
II.2.4.2- Discussion sur le site de fixation et la distribution des tiques.....	102
II.2.4.3- Discussion sur la répartition des tiques en fonction des sexes .....	102
II.2.4.3.1- Chez les mâles .....	102
II.2.4.3.2 - Chez les femelles .....	103

II.2.4.4 - Taux d'infestation moyen en fonction du sexe et des sites de fixation .....	103
Recommandations.....	104
a - Recommandations faites à l'Etat et aux différentes structures de développement .....	104
b - Recommandations faites aux éleveurs d'aulacodes .....	104
c - Recommandations faites aux consommateurs d'aulacodes.....	106
CONCLUSION GENERALE :.....	107
BIBLIOGRAPHIE .....	111
WEBOGRAPHIE.....	120

## INTRODUCTION

Les productions animales, longtemps parent pauvre de l'agriculture en Côte d'Ivoire demeurent toujours une contrainte majeure pour l'Etat ivoirien. L'autosuffisance en produits carnés reste un souci majeur pour les décideurs politiques en Côte d'Ivoire. Aussi, malgré l'interdiction de la chasse depuis 1974, le gibier, autrefois principale source de protéines animales continue d'être chassé. La consommation de la viande de brousse avoisine les huit kilogrammes (8kg) par habitant et par an et depuis ces dernières années, le gibier est devenu rare (**FANTODJI et SORO, 2004**). Cette raréfaction est due à l'urbanisation et à la destruction des habitats naturels des animaux, des écosystèmes et des espèces par la chasse, le braconnage et les feux de brousse.

Pour combler ces déficits en produits carnés, la Côte d'Ivoire importe plus de la moitié de ses protéines animales. De ce fait, l'Etat ivoirien, pendant les vingt dernières années, a lancé de nombreuses actions en vue de développer les productions animales (**MINAGRA, 1997**) comme l'aménagement des parcs nationaux, la protection des espèces en voie d'extinction, la réglementation de la chasse, l'installation de fermes de gibiers et l'élevage en captivité de gros rongeurs sauvages. Force est cependant de reconnaître que la plupart de ces actions n'ont pas réussi à satisfaire les besoins essentiels des populations. En effet, malgré tous ces efforts, la production et la productivité du cheptel d'animaux d'élevage demeurent faibles. Le taux de couverture des besoins en viandes et abats par la production nationale est de 43 %, soit un déficit de 57 % (**MINAGRA, 1999**).

De concert avec d'autres pays Ouest- africains qui ont le même déficit chronique en protéines animales et pour résoudre dans le même temps le problème de préservation de la biodiversité par la protection des écosystèmes et des espèces,

la Côte d'Ivoire cherche à promouvoir l'élevage d'espèces animales non conventionnelles. Cette activité constitue en effet une solution pour protéger le patrimoine faunique, tout en assurant aux populations, présentes et futures, les besoins en protéines animales, garantissant leur sécurité alimentaire. Ainsi, depuis 1995, l'élevage de l'aulacode en captivité étroite connaît-il un début de développement en Côte d'Ivoire. Mais la non maîtrise des différentes pathologies observées dans les élevages, constitue une contrainte majeure pour la diffusion de cette nouvelle spéculation.

Pour apporter un appui scientifique aux éleveurs, et dans le cadre de la formation dans la filière Production Animale, un programme de recherche et de formation pluridisciplinaire en aulacodiculture a été initié. Les chercheurs et vétérinaires de toutes spécialités sont interpellés pour étudier et appréhender les différentes affections déjà présentes et susceptibles de surgir dans les élevages d'aulacodes.

L'aulacode est l'un des gibiers les plus prisés d'Afrique de l'ouest où l'on estime à environ 80 millions, le nombre d'animaux abattus chaque année, soit environ 300.000 tonnes de viande (**MENSAH, 1990; FANTODJI ET MENSAH, 2000**). L'arôme, la saveur, la tendreté de la viande, en font un met recherché, payé au prix fort dans les grands centres urbains. Les méthodes pour chasser ce gibier sont multiples : feux de brousse, pièges, appâts empoisonnés. Certaines d'entre elles sont à l'origine de graves fléaux (désertification, famine, extinction de certaines espèces animales et végétales, mort d'homme).

Par ailleurs, le gibier représente une part importante de l'apport en protéines animales dans de nombreux pays africains (**ASIBEY et CHILD, 1991 ; MALAISSE, 1997**). Au nombre des animaux dont la raréfaction ne passe inaperçue, se compte l'aulacode (*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK ,1827). L'aulacode représente à lui seul près de 60 % des abats.

En effet, la très forte demande en viande d'aulacodes fait tant grimper son prix de cession, qu'elle est devenue de loin plus chère que les viandes d'animaux d'élevage conventionnel. La forte demande de la viande d'aulacode pour la satisfaction des consommateurs et sa rareté grandissante dans la nature, suscitent la nécessité de sa domestication et de son élevage. Mais cela passe par la connaissance générale des différentes pathologies qui affectent cet animal.

Notre étude portant sur les parasites rencontrés chez l'aulacode (*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK, 1827), entre dans le cadre de ces préoccupations.

Dans la perspective de l'amélioration des conditions d'hygiène dans les élevages, de l'élaboration d'un programme de suivis sanitaire par la mise au point des schémas de prophylaxie sanitaire dans les élevages, nous nous sommes fixés comme objectifs spécifiques de :

- rechercher les parasites du tube digestif rencontrés chez les aulacodes sauvages et ceux des élevages urbains et périurbains du district d'Abidjan ;
- rechercher les parasites externes rencontrés chez des aulacodes sauvages et ceux des élevages urbains et périurbains du district d'Abidjan.

Ce travail s'articule autour de 2 grandes parties :

- La première partie, bibliographique, porte sur l'aulacodiculture en Côte d'Ivoire ainsi que sur les dominantes pathologies rencontrées chez l'aulacode.
- La seconde partie, notre modeste contribution, est consacrée aux « parasites rencontrés chez l'aulacode (*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK, 1827) dans le District d'Abidjan en Côte d'Ivoire ».

**PREMIERE PARTIE**

**SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE SUR  
L'AULACODICULTURE EN COTE D'IVOIRE**

**CHAPITRE I :**

**L'ELEVAGE DE L'AULACODE EN COTE  
D'IVOIRE**

## I- Etat des connaissances en aulacodiculture

L'aulacodiculture se définit comme étant l'élevage des aulacodes et l'ensemble des techniques y afférentes. C'est un domaine assez bien maîtrisé de nos jours même si des avancées restent encore à faire.

### I.1- L'AULACODE

#### I.1.1- Taxonomie

L'animal que nous appelons abusivement « agouti » en Afrique de l'Ouest et particulièrement en Côte d'Ivoire est un grand rongeur nommé en réalité « aulacode » (figure 2) page 12. Il fait ainsi partie de l'ordre des rongeurs de par la forme des poils subépineux et l'importance des muscles massétériques. Appartenant aux sous ordres des hystricomorphes, on lui connaît un seul genre : «*Thryonomys* » qui lui-même renferme deux espèces à savoir *Thryonomys swinderianus* TEMMINCK, (1827) cité par ADJAHOUTONON, (2005) ou grand aulacode et *Thryonomys gregorianus* (THOMAS, 1894 cité par ADJAHOUTONON, (2005). La taxonomie complète de l'aulacode selon WOOD, (1955) ; ROSEVAERN, (1969) ; SMITHERS, (1983), est présentée dans le tableau I ci-dessous.

**Tableau I : Taxonomie de l'aulacode**

• Règne	Animal
• Embranchement	Chordés (ou cordés)
• Sous - embranchement	Vertébrés
• Classe	Mammifères
• Super - ordre	Onguiculés
• Ordre	Rongeurs
• Sous-ordre	Hystricomorphes
• Super Famille	<i>Thryonomyoidea</i>
• Famille	<i>Thryomyidae</i> (WOOD, 1955)
• Genre	<i>Thryonomys</i>
• Espèces	<i>Thryonomys swinderianus</i> (TEMMINCK, 1827)
	<i>Thryonomys gregorianus</i> (THOMAS, 1894)

Il convient de préciser que l'animal appelé « agouti » a pour nom scientifique « *Dasyprocta agouti* » et est un rongeur de la super - famille des *Notrogomorpha*, et existe seulement en Amérique du Sud. Quant au « hérisson (*Erinaceus, Hemiechinus, Atelerix...*) » terme utilisé pour désigner l'aulacode surtout au Gabon, c'est un insectivore qu'on rencontre en Afrique, en Amérique et en Asie contrairement à l'aulacode qui est herbivore et vit exclusivement en Afrique ( **YEPKA, 2007**).

### **I.1.2- Quelques noms vernaculaires pour désigner l'aulacode**

L'aulacode est connu sous diverses appellations, noms vernaculaires et synonymies en Afrique et dans le monde (**FANTODJI et SORO, 2004**).

#### **Afrique:**

##### **(Langues ivoiriennes)**

Abbey, Agni, Appolo .....	Bemba, gbemba, pemba
Baoulé : .....	kpêma
Attié : .....	pibê
Bété, Dida : .....	glimo, grimon, glima
Dioula, Malinké : .....	kognina, kognan,
Gouro : .....	yah
Sénoufo : .....	monhou, ounonhon
Wê, Wobé.....	kwen
Yacouba : .....	sôh, sompeuh, mleumleu, srô
Guéré : .....	Gouéans, gouan
Toura : .....	gninan
Lobi : .....	purbri, pulbre
Koulango : .....	Iwa, loï
Tagwana : .....	Kamoro
Djimini : .....	Nanndu
Djamala : .....	Huwon

**(Autres langues)**

Ahoussa:.....gafia, gouza, guahia  
Lingala.....Simbiliki (République démocratique du Congo).  
Fon, Mina, Goun:.....Hô (Bénin, Togo)  
Bariba :.....gounon, kpanou(Bénin  
Yoruba :.....oya, (Bénin, Nigeria)  
Dendi :.....cemu beri (Bénin, Niger)  
Swahili:.....ndezi, kibondo(Tanzanie, Kenya, Ethiopie)  
Bambara, malinké .....Kôgnina, Kôgnan, Kôgnin(Mali, Côte d'Ivoire)

**Europe:**

Français : grand aulacode, petit aulacode, rat des roseaux  
Anglais : grass-cutter, cane rat, cutting-grass  
Allemand : grasnager, rohrrate, bambusratte

**I.1.3- Quelques termes zootechniques utilisés en aulacodiculture**

AULACODE : (n.m.) termes génériques en français pour désigner *Thryonomys*.  
AULACODE INDOCILE : Tout aulacode paniquard et qui s'affole facilement en présence humaine, n'acceptant pas la vie en captivité.  
AULACODEAU : (n.m.) aulacode mâle ou femelle impubère.  
AULACODELLE : (n,f) aulacode femelle impubère.  
AULACODERE : (n.f.) cage ou enclos d'élevage d'aulacodes.  
AULACODERIE : (n.f.) bâtiment d'élevage d'aulacodes.  
AULACODICOLE : (adj.) relatif à l'aulacodiculture.  
AULACODICULTEUR :( n.m.) éleveur d'aulacodes.  
AULACODICULTURE : (n.f.) élevage des aulacodes.  
AULACODIER : (n.m.) personne s'occupant de la conduite de l'élevage d'aulacodes.  
AULACODIN : (n.m.) aulacode mâle adulte.

AULACODINE : (n.f.) aulacode femelle adulte.

AULACODINET : (n.m.) aulacode mâle subadulte.

AULACODINETTE : (n.f.) aulacode femelle subadulte.

AULACODRERE : (n.f.) piège ou sac de capture d'aulacode.

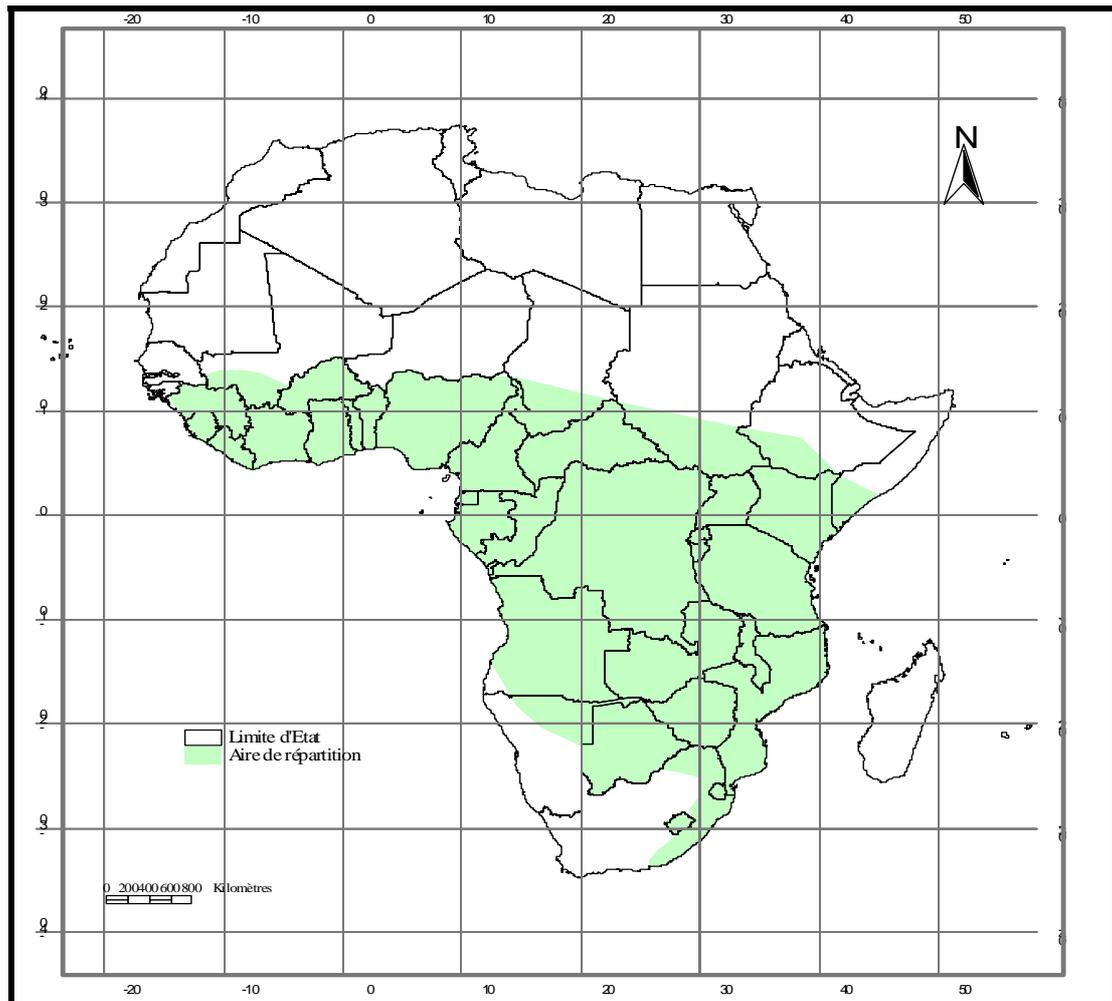
AULACODRON : (n.m.) aulacode mâle castré (**MENSAH, 1992**).

#### **I.1.4- Répartition géographique**

Le grand aulacode, *Thryonomys swinderianus* TEMMINCK ,1827 est localisé en Afrique uniquement, au Sud du Sahara comme nous l'indique la (figure 1, page 11) **MENSAH et EKUE, (2003)**. Au Nord de l'équateur, on le rencontre depuis le Sénégal à l'Ouest jusqu'en Somalie à l'Est. Au Sud de l'équateur, son aire de distribution s'étend jusqu'en Afrique du Sud selon les études de **HEYMANS, (1996)**.

Nous dirons en clair que l'aulacode se rencontre dans toute l'Afrique subsaharienne au Sud du 15<sup>ème</sup> parallèle Nord jusqu'au Cap en passant par le Centre de la Namibie ( **KINGDON, 1997**), sauf dans les zones désertiques du Sahara et du Kalahari. En Afrique de l'Ouest, nous verrons qu'il est bien rencontré au Sénégal, au Nigeria, au Bénin, au Togo, au Ghana, au Burkina Faso, au Mali, au Liberia, en Sierra Léone et en Côte d'Ivoire (**FANTODJI et SORO, 2004**).

Les biotopes fréquentés par les aulacodes sont variés : monocultures de canne à sucre, de maïs, de manioc ; champ cultivé ; herbes épaisses ; roseaux ; galerie forestière ; sous-bois dense des forêts tropicales ; collines herbeuses ; plaines savaniques **HEYMANS, (1996)**. Il vit aussi caché sous les troncs d'arbres desséchés, sous des tas de feuilles, de brindilles, ou branches (**ATCHADE, 1980**).



Source: MENSAH et EKUE, (2003)

**Figure 1** : Carte de la répartition des aulacodes en Afrique

### I.1.5- Description

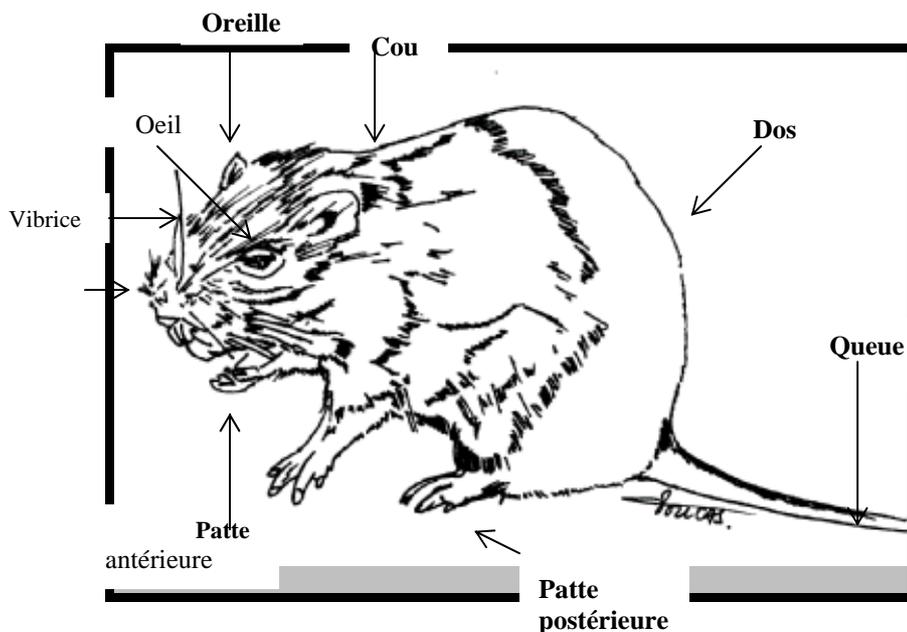
De forme généralement massive, l'aulacode possède une peau très fragile, de couleur blanchâtre, recouverte d'une robe à poils sub - épineux, orientés d'avant en arrière. La coloration varie généralement du brun-roux au gris-brun. Cependant, on trouve des aulacodes à pelage noir, brun clair ou roux, voire noir blanc ou gris clair (TOMETY, 2002). Le ventre, la gorge et le museau portent des poils blanchâtres et souples au toucher. La tête, petite et forte, se termine par un museau court, légèrement effilée chez la femelle et plus arrondie chez le mâle (AGBESSI et TONDJI, 1992). Les lèvres sont petites et épaisses. La lèvre supérieure porte huit vibrisses et une fente médiane, le philtrum, qui laisse

apparaître une paire d'incisives taillées en biseau, de couleur orangée, portant trois sillons. Ce dernier caractère classe les aulacodes dans le sous-ordre des Hystricomorphes (figure 3).



Source : SORO, (2007)

**Figure 2 : Aulacode adulte (Espèce swindérienne)**

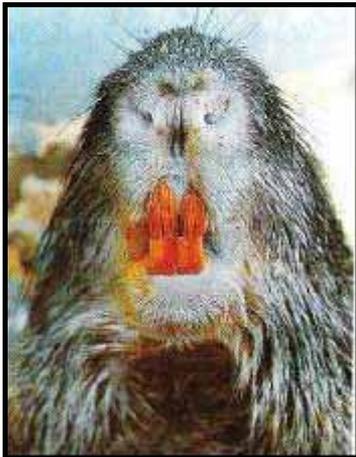


Source : MENSAH et EKUE, (2005)

**Figure 3: Anatomie externe du grand aulacode**

L'aulacode est un simplicidenté par opposition aux Lagomorphes qui sont des duplicidentés. Il est dipliodonte et chez les jeunes, la dentition de lait provisoire, est constituée d'incisives et de prémolaires (Figures 4 et 5). La formule dentaire par demi-mâchoire chez le nouveau-né est :  $I = 1/1$  ;  $C = 0/0$  ;  $PM = 1/1$ . A l'âge adulte, à partir de 9 mois environ, l'aulacode possède 20 dents définitives et la formule dentaire par demi-mâchoire est :  $I = 1/1$  ;  $C = 0/0$  ;  $PM = 1/1$  ;  $M = 3/3$ . Les dents à croissance continue (hypsodonte) sont une caractéristique des Rongeurs **ADJANOHOUN, (1988)** ; **SCHRAGE et YEWADAN, (1995)**.

La longueur d'un aulacode de la tête à la queue est comprise entre 70 et 80 cm, pendant que la longueur de la queue seulement varie de 22 à 25 cm, la hauteur sur patte est comprise entre 25 et 30 cm. Le poids moyen d'une femelle adulte varie entre 2 à 4 kg contre 3 à 6 kg chez le mâle adulte.



Source : VAN DE VELDE, (1991)



Source : VAN DE VELDE, (1991)

**Figure 4**: les puissantes incisives

**Figure 5**: les molaires de la mâchoire  
Supérieure

### **I.1.6- Ecoethologie**

Les observations ont montré que l'aulacode est un animal nocturne et n'aurait qu'une activité diurne assez réduite. Mais, s'il se sent en sécurité le jour, il sort pour jouer et s'alimenter ; c'est d'ailleurs pour cela qu'on peut le surprendre lors d'une chasse diurne. Ainsi, il n'est pas très exact de considérer l'aulacode comme un animal purement nocturne mais plutôt comme ayant une activité plus intense la nuit et à l'aube selon **MENSAH, (1991)**.

L'aulacode a un comportement craintif. En captivité étroite, on distingue deux catégories d'aulacode : l'aulacode docile qui accepte bien et rapidement la vie en captivité étroite et l'aulacode indocile qui cherche à s'évader par tous les moyens (**MENSAH, 1983 et 1984**). Pendant les heures chaudes de la journée, il se sent à l'aise, mais à température ambiante inférieure à 18°C, l'activité de l'aulacode est totalement réduite et il peut en mourir si cet inconfort se prolonge (**ADJANOHOUN, 1987**).

### **I.1.7- Biologie**

#### **I.1.7.1- Comportement sexuel**

De la naissance jusqu'à l'âge de 3 à 4 mois, les mâles et les femelles vivent ensemble. Ils se poursuivent, se tirent par la queue, les poils, etc., ils se montent indifféremment : les mâles se montent entre eux et les femelles entre elles. Ce comportement de monte (saillie) se spécifie à mesure que les aulacodeaux approchent la puberté qui est atteinte vers l'âge de 4 à 5 mois. A ces âges, les aulacodinets (mâles sub-adultes) ne se tolèrent plus et livrent des combats pour la conquête des femelles. La maturité sexuelle est le stade où un animal peut se reproduire physiologiquement. Selon **ADJANOHOUN, (1988)**, le comportement sexuel de l'aulacode femelle est caractérisé par deux périodes de durée inconstante et inégale qui se succèdent : l'une de repos sexuel et l'autre d'activité sexuelle.

### ➤ **Période de repos sexuel**

La période de repos sexuel varie selon les femelles de quelques jours à plusieurs mois, au cours desquels mâles et femelles ne s'accordent aucun intérêt significatif. Cependant, ils jouent ensemble, parfois la femelle toilette la tête du mâle et vice - versa. Les animaux dorment toujours l'un contre l'autre. De temps en temps, le mâle renifle la vulve de la femelle, mais ceci est sans suite. Cet état apparent de repos sexuel qui correspond à l'anœstrus, concerne uniquement la femelle. Il est caractérisé par la présence d'une vulve fermée par une membrane vaginale et celle d'un mucus compact dans le vagin (**SCHWARZENBERG et al.,1992**). L'épithélium qui recouvre la vulve renferme des cellules mucosécrétantes caractéristiques d'un anœstrus. Les frottis sont riches en cellules intermédiaires avec présence de cellules superficielles plicaturées et de polynucléaires (**OKON, 2005**). Pendant cette période d'anœstrus, la femelle est non réceptive au mâle. Chez le mâle adulte par contre, la libido est permanente toute l'année (**ADJANOHOON, 1988 et 1992**).

### ➤ **Période d'activité sexuelle ou œstrus**

Variant de quelques jours à quelques mois, la période d'activité sexuelle est très bruyante et se divise en deux phases (**ADJANOHOON, 1992**) : une phase bruyante et une phase d'accalmie.

**La phase bruyante** : Elle dure plusieurs jours : c'est le pro - œstrus pendant lequel le mâle fait une cour assidue à la femelle qui devient alors nerveuse et le fuit ensuite. Le pro-œstrus peut être suivi par l'œstrus où la femelle accepte le mâle en adoptant une position de copulation.

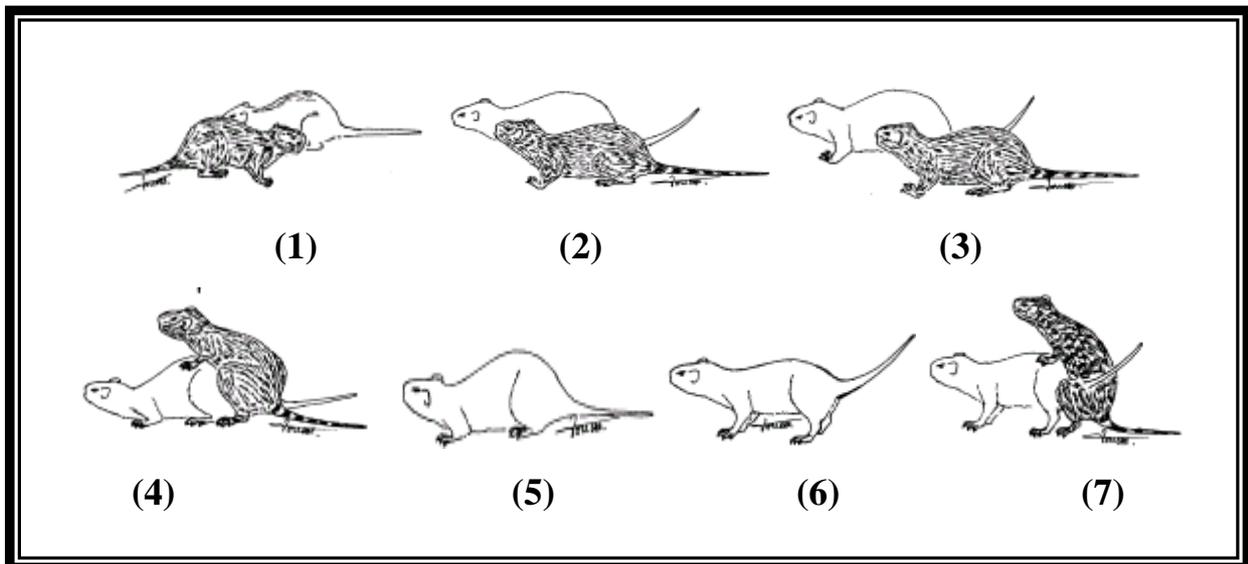
La figure 6 illustre les différentes phases de la cour de l'aulacodin à l'aulacodine et la saillie.

Au cours du processus, l'aulacodin s'approche lentement de l'aulacodine et renifle sa vulve, puis cette dernière s'immobilise à la suite de l'action. L'aulacodin effectue ensuite un mouvement de rotation sur place en dandinant

de droite à gauche et recule jusqu'aux flancs de l'aulacodine. L'aulacodin essaie de monter l'aulacodine. Si l'aulacodine est non consentante, elle adopte une position de refus. Mais si au contraire, elle est consentante, elle prend une position d'acceptation, et la saillie marque la fin de la cour.

La phase bruyante ne conduit pas toujours à l'œstrus mais peut faire place à une phase d'accalmie.

La saillie a lieu quand la femelle adopte, à l'approche du mâle, une position favorable au coït. La saillie est brève, elle ne dure qu'environ 20 secondes et elle se déroule généralement entre 6 heures du soir et 3 heures du matin. **SCHRAGE et YEWADAN, (1995)**; **MENSAH, (1984)** et **HEYMANS, (1996)** ont cependant observé qu'elle peut avoir lieu à n'importe quel moment de la journée. Les activités sexuelles sont plus intenses et commencent plus tôt en groupe polygame qu'en groupe monogame (**SCHWARZENBERG et al., 1992**). L'aulacodin peut saillir plusieurs fois par jour.



**Source:** MENSAH et EKUE (2003)

**Figure 6 : Différentes phases de la cour de l'aulacodin à l'aulacodine**

**La phase d'accalmie** : Elle dure 24 à 78 h à la suite de laquelle soit la femelle retourne en pro-oestrus, soit elle retourne vers l'anoestrus. Cependant, si la saillie a été fécondante elle évolue vers la gestation.

## **I.2- Bâtiments et équipements d'élevage**

### **I.2.1- Bâtiments**

La fiche technique n°1 du Projet Promotion de l'Elevage d'Aulacode (**PPEAU du Bénin (1999)**), nous recommande un endroit plat et non inondable, calme et loin des mauvaises odeurs, proche de l'habitation de l'éleveur.

Le bâtiment d'élevage ou aulacoderie est construit de manière à protéger les animaux contre les intempéries notamment la pluie, les variations de température (chaleur, fraîcheur), l'humidité, et en vue de limiter les vols et des prédatations.

Les dimensions de ce bâtiment dépendent énormément de :

- la taille du cheptel ;
- l'espace disponible ;
- la capacité financière de l'éleveur.

Ainsi nous pouvons avoir un bâtiment modeste avec une longueur minimale de 4 m ou un grand bâtiment dont la longueur peut osciller entre 10 et 12 m (figures 7 et 8).



Source : YEWANDA et SCHRAGE, (1995)

**Figures 7 et 8: Différentes aulacoderies**



Source : YEWANDA et SCHRAGE, (1995)

**Figure 9: Exemple d'un enclos au sol**

Ce bâtiment renferme soit des enclos étagés (figure 10), soit des cages (figure 11) qui peuvent être doubles ou simples. On aussi des enclos au sol (figure 9).



Source : YEPKA, (2007)

**Figure 10** : Exemple d'enclos étagés



Source : YEWADAN et SCHRAGE, (1995)

**Figure 11** : Exemple de cages étagées

Les cages servent à un élevage individuel, tandis que les enclos sont utilisés pour les groupes de reproducteurs ou les aulacodes en bande. Un groupe de reproducteurs polygames (un mâle et quatre femelles) a besoin de 1,6 m<sup>2</sup> de surface et 0,64 à 0,80 m<sup>3</sup> de volume. Dans le modèle vulgarisé actuellement aussi bien au Bénin qu'au Cameroun, les cages individuelles et les enclos à double compartiment sont construits en même temps que le bâtiment, en ciment (MENSAH et EKUE, 2003) cité par YEPKA, (2007).

**Tableau II** : Dimensions des aulacodères (enclos)

Aulacodère	Largeur Rebord (cm)	Hauteur (cm)	Longueur (cm)	Largeur (cm)
Cage individuelle	5-15	25-50	50-70	35-50
Cage d'accouplement	5-15	30-50	70-100	50-100
Enclos	25	100	200	150

Source : MENSAH (1998)

## **I.2.2- Equipements d'élevage**

Les équipements et matériel d'élevage sont constitués d'abreuvoirs et de mangeoires, de cages de contention, de cages de pesée et de cages de transport (MENSAH et EKUE, 2003) (figure 12).



Source : SORO, (2007)

**Figure 12: Equipement d'élevage : a- cage de transport,**

**b- cage de contention,**

**c- mangeoire,**

**d- abreuvoir,**

## **I. 3- Alimentation**

Une bonne alimentation permet aux animaux de vite grossir, d'être résistants aux maladies. Elle limite les bagarres entre individus et elle permet aux femelles gestantes et allaitantes de bien entretenir et d'élever leurs petits.

### **I.3.1- Fourrage vert, ingrédients alimentaires concentrés, Compléments minéraux et vitaminés**

Le fourrage constitue l'aliment de base et représente 70% de l'alimentation de l'aulacode. Il est complété en élevage par un concentré alimentaire, de minéraux et de vitamines. L'alimentation de l'aulacode est variée et doit être à la fois qualitative et quantitative. L'alimentation des aulacodes est résumée dans le tableau III ci-dessous.

**Tableau III : Liste des fourrages, de sous-produits agricoles et agro-industriel utilisés dans l'alimentation des aulacode.**

Types d'aliments	Ingrédients alimentaires
Fourrages verts	Herbe de Guinée ( <i>Panicum maximum</i> )
	Herbe à éléphant ( <i>Pennisetum purpureum</i> )
	Chiendent ou herbe à baïonnette/paillottes ( <i>Imperata indica</i> )
	Canne à sucre ( <i>Saccharum spp.</i> )
	Feuilles et nervures de palmier ( <i>Elaeis guineensis</i> )
	Feuilles et nervures de cocotier ( <i>Cocos nucifera</i> )
	Jeune pousse de bambou de chine ( <i>Bambusa vulgaris</i> )
Sous- produits agricoles	Racines de manioc ( <i>Manihot esculenta</i> )
	Tubercules de taro ( <i>Colocasia esculenta</i> )
	Tubercules de patate douce ( <i>Ipomea batatas</i> )
	Epluchures de manioc ( <i>Manihot esculenta</i> )
	Epluchures d'ananas ( <i>Ananas comosus</i> )
	Epluchures d'igname ( <i>Discorea spp.</i> )
	Tiges de maïs ( <i>Zea mays</i> )
	Tiges de manioc ( <i>Manihot esculenta</i> )
	Papaye verte ( <i>Carica papaya</i> )
	Feuilles et lianes de patate douce ( <i>Ipomea batatas</i> )
	Feuilles et tronc de bananier ( <i>Musa spp.</i> )
Aliments concentrés et énergétiques	Grains de maïs ( <i>Zea mays</i> )
	Son de maïs ( <i>Zea mays</i> )
	Noix de palme
Aliments riches en matières azotées	Folioles de <i>Leucaena leucocephala</i>
	Folioles de <i>Moringa oleifera</i>
	Graines d'arachide ( <i>Arachis hypogea</i> )
Matières minérales et vitamines	Poudre de coquille d'huître
	Bia-calcium <sup>ND</sup> , Supravitaminol <sup>ND</sup> , Oligovitaminol <sup>ND</sup>
	Sel de cuisine

**Source:** SORO, (2007)

Selon **AINADOU**, cité par **TOVIGNON, (2005)**, le rythme d'alimentation chez l'aulacode dépend surtout de la période de distribution des aliments et de la température ambiante. Les périodes d'alimentation intense se situent entre 8 heures et 12 heures. Durant ces périodes, l'animal mange en moyenne pendant trois heures. Les fréquences d'alimentation sont plus ou moins stables entre 18 heures et 22 heures, diminuent dans l'intervalle de 22 heures et 1 heure pour ensuite s'annuler quelques temps après. Au total, l'aulacode consacre 6 heures par jour à se nourrir. Cependant il est juste de soutenir avec **HEYMANS, (1996)** que, quelques conseils pour une alimentation correcte sont à donner :

- la quantité et la qualité sont nécessaires, mais l'excès de canne à sucre entraîne des caries.
- les plantes étant au stade de graine sont à éviter car elles attirent les oiseaux, l'herbe doit être récoltée avant la floraison.
- la distribution d'une seule espèce de plante est à éviter car entraîne des carences.

Cette alimentation végétarienne assez large nous permet d'affirmer que l'aulacode est essentiellement herbivore. Par contre **AMANY (1973)** a observé que cet animal de temps en temps tue et consomme de petits rongeurs. Il conclut de ce fait et compte tenu du cannibalisme rencontré chez l'aulacode, qu'il occupe une place intermédiaire entre les herbivores et les omnivores. Il a été observé que l'aulacode s'approvisionne en magnésium et en calcium en consommant des terres noires à amphibolite riche en sels minéraux dans les savanes (**TOVIGNON, 2005**).

Un accent particulier est mis sur un complément indispensable au développement de l'aulacode. Il s'agit des minéraux, des oligo-éléments, des vitamines et des protéines animales. Bien que végétarien, l'aulacode doit également consommer des protéines animales en quantité réduite mais suffisante afin d'assurer son équilibre protéique. Selon le même (**HEYMANS, 1996**), il

s'avère indispensable d'ajouter à la nourriture et aux granulés de la farine de poisson séché par exemple afin d'empêcher le cannibalisme.

Les besoins en nutriments à couvrir dans la ration alimentaire de l'aulacode d'élevage sont consignés dans le tableau IV.

**Tableau IV: Besoins en nutriments dans la ration alimentaire de l'aulacode d'élevage.**

<b>Nutriments</b>	<b>Taux en % de matière sèche</b>
Protéines brutes	12,0 à 18,0
Lipides bruts	2,5 à 4,5
Fibres brutes	25,0 à 45,0
Cendres brutes	2,5 à 4,5
Extractifs non azotés	45,0 à 65,0
Hemicellulose (Neutral Detergent Fiber: NDF)	42,0 à 64,0
Cellulose (Acid Detergent Fiber: ADF)	25,0 à 35,0
Lignine (Acid Detergent Lignin: ADL)	3,0 à 8,0

Source : MENSAH, (1993 et 1995)

### **I.3.2- L'eau**

L'eau étant importante pour la vie et le développement des animaux, il convient de mettre chaque jour et en permanence de l'eau propre à la disposition des aulacodes. (**Fiche technique du PPEAU n°3, 1999**).

## **I.4- La reproduction**

### **I.4.1- Mode d'accouplement**

Les résultats des recherches expérimentales ont montré que la maturité sexuelle chez l'aulacode est atteinte entre 5 et 6 mois d'âge pour les femelles et entre 7 et 8 mois pour les mâles (**JORI et NOEL, 1996**). Deux modes d'accouplement sont recommandés et pratiqués par les aulacodiculteurs : l'accouplement en groupe polygame permanent et l'accouplement en groupe polygame temporaire (**MENSAH et BAPTISTE, 1986**).

Le ratio optimal dans le groupe de reproduction est de 4 femelles et un mâle. En mode d'accouplement permanent, le groupe d'aulacodes reproducteurs formé est permanent et le mâle n'est remplacé qu'en cas d'infertilité ou de mort.

Quant au mode d'accouplement temporaire, le mâle ou la et/ou les femelle(s) est (sont) isolé (es) après le constat d'une gestation. Le groupe d'aulacodes reproducteurs est reconstitué après les mises bas et le sevrage des aulacodeaux (**N'TSAME et EDDERAI, 2000**).

### **I.4.2- Test de gestation**

Une bonne gestion du cheptel d'aulacodes d'élevage reproducteurs nécessite la pratique du test de gestation pour définir et suivre un calendrier des différents évènements relatifs à la reproduction et pour maîtriser la production. **ADJANOHOUN, (1988 et 1992)**, a préconisé plusieurs méthodes pour savoir si une aulacodine mise au mâle a été saillie ou non et si elle est éventuellement gestante. Les différents tests de gestation praticables chez l'aulacodine sont les suivants :

- l'appréciation visuelle du volume de l'abdomen ;
- la palpation abdominale ;

- l'inspection du mucus vaginal ;
- le dosage des hormones.

L'inspection du mucus vaginal (**ADJANOHOUN, 1992**) permet de faire un diagnostic de certitude à deux reprises :

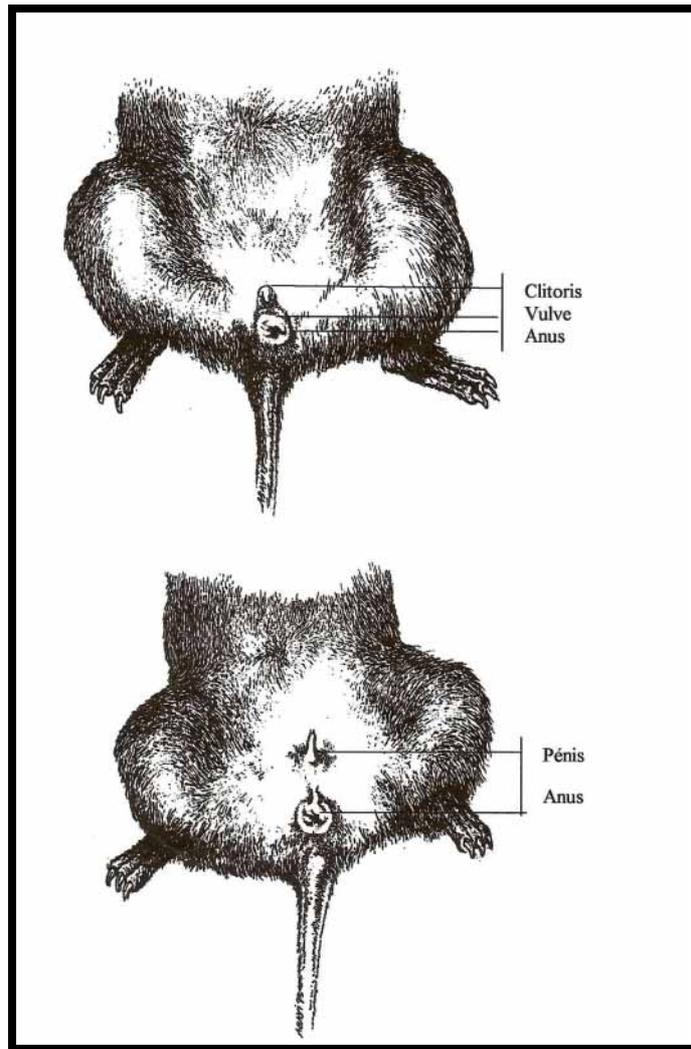
- un diagnostic très précoce dès 30-35 jours jusqu'à 60 jours en se basant sur la couleur du mucus vaginal ;
- un diagnostic plus tardif à partir de 60 jours et jusqu'à la naissance en se basant encore sur la couleur du mucus vaginal et la présence d'une membrane vaginale, tous deux spécifiques de la gestation.

Ce test de gestation est le plus pratiqué actuellement au niveau des élevages. Il se fait 4 à 6 semaines après la mise au mâle.

## **I.5- Conduite de l'élevage**

### **I.5.1- Sexage**

Le sexage se fait par observation de la distance périnéale. Il est possible dès le premier jour, mais se fait de préférence au sevrage. Chez l'adulte, la région génitale du mâle est de couleur jaune orangée et brune (**SCHRAGE et YEWADAN, 1995**). **AMANI, (1976)**, fait remarquer qu'à la naissance, la distance entre l'anus et les parties génitales du mâle est plus grande que celle de la femelle, mais le pénis est aussi développé que le clitoris (figure 13).



Source : AMANI, (1976)

**Figure 13: Détermination du sexe par observation de la zone ano-génitale**

### **I.5.2- Activités journalières et opérations de routine dans l'élevage**

Entre 7 heures et 9 heures, sont effectués l'inspection, l'entretien des infrastructures et matériels, l'affouragement et l'abreuvement. A 11 heures, l'aliment de complémentation peut être servi.

### **Tableau V : Activités journalières et opérations de routine**

<p><u>1-Tous les jours</u></p> <ul style="list-style-type: none"><li>- inspection générale du cheptel de 07h30 à 08 h30 mn</li><li>- nettoyage des cages et affouragement des aulacodes en cage de 08 h 30 mn à 09h 30mn</li><li>- affouragement des aulacodes en enclos et nettoyage des mangeoires en enclos de 09 h 30 mn à 10 h</li><li>- première distribution des aliments secs à tout cheptel à 11 h.</li><li>- affouragement des aulacodes ayant fini leur fourrage à 16 h</li><li>- deuxième distribution des aliments secs à tout le cheptel à 17 h 30 mn.</li></ul>
<p><u>2-Autres jours de la semaine ou du mois</u></p> <p>Tous les lundis, mercredi et vendredi : nettoyage et désinfection des enclos</p> <ul style="list-style-type: none"><li>- tous les mercredis et dimanche : désinfection des bâtiments</li><li>- tous les samedis : nettoyage des abreuvoirs de tout l'élevage et des mangeoires des cages</li><li>- toutes les dates du 3 et du 17 du mois : vitamine et sels minéraux dans l'aliment à tout le cheptel</li><li>- toutes les dates des 23 et 24 du mois : pesée des aulacodes en cage</li><li>- toutes les dates des 26, 27 et 28 du mois : pesée des aulacodes</li></ul>
<p><u>3-A chaque mise bas et sevrage</u></p> <ul style="list-style-type: none"><li>- noter la date</li><li>- peser les jeunes et leur mère</li><li>- faire le sexage et marquer les jeunes à la naissance</li></ul>
<p><u>4- A chaque arrivage d'aulacodes dans l'élevage</u></p> <ul style="list-style-type: none"><li>- noter la date, le lieu de provenance et le sexe</li><li>- peser l'animal et remplir la fiche de quarantaine</li></ul>
<p><u>5- A chaque mortalité</u></p> <ul style="list-style-type: none"><li>- noter la date</li><li>- peser le cadavre</li><li>- faire une brève description des observations</li><li>- autopsie et résultats ou expédition des analyses</li><li>- désinfecter la cage ou l'enclos</li><li>- incinérer le cadavre</li></ul>

**Source : SORO, (2007)**

## I.6- PERFORMANCES ZOOTECHNIQUES

Des recherches menées en station au Bénin et dans des élevages pilotes dans divers pays de la sous-région Ouest - Africaine, depuis 1983 ont contribué à mettre au point une base de données sur les performances zootechniques (SCHRAGE et YEWADAN, 1995).

Les tableaux VI et VII présentent les poids à âge-type obtenus en station au Bénin chez l'aulacode d'élevage mâle et femelle (SCHRAGE et YEWADAN, 1995) et quelques performances zootechniques en aulacodiculture (MENSAH et EKUE, 2003). Ces valeurs sont proches de celles observées en station par NTSAME et EDDERAI (2000) au Gabon et par NIAGA (2002) au Sénégal et par SORO (2002, 2007) en Côte d'Ivoire.

**Tableau VI : Poids à âge - type chez l'aulacode d'élevage**

AGE	MALE		FEMELLE	
	Poids vif corporel en g (X±S)	Nombre	Poids vif corporel en g (X±S)	Nombre
Naissance	132±26	1490	127±25	1440
4 mois	1128±289	1086	1053±237	1096
8 mois	2370±550	450	1843±368	545
12 mois	2490±662	288	2318±444	463
16 mois	4022±712	208	2541±446	414
20 mois	4192±722	141	2720±463	373
24 mois	4251±749	80	2827±482	350

**SOURCE** : SCHRAGE et YEWADAN, (1995)

**Tableau VII : Performances zootechniques enregistrées en aulacodiculture**

PERFORMANCES ZOOTECHNIQUES	VALEURS	OBSERVATIONS
Durée de vie d'une aulacodine	6 à 10 ans	Il est conseillé de faire la réforme des reproducteurs au bout de 5 années d'exploitation et ceci à partir de la date de mise à la reproduction.
Taux de fertilité annuelle	75 à 95 %	Le taux de fertilité est le nombre de femelles ayant mis bas sur le nombre de femelles mises au mâle.
Taux de mortalité annuel moyen des adultes	5 %	Compris entre 2 et 10 %.
Taux de mortalité annuel moyen des aulacodinets	10 %	Compris entre 5 et 15 %.
Taux de mortalité moyen des aulacodeaux	12 %	Compris entre 10 et 25 %.
Durée totale d'un cycle de reproduction de l'aulacodine	29 semaines	Dont 5 semaines de marge de sécurité pour l'accouplement, la fécondation des femelles et le sevrage des aulacodeaux.
GMQ tous sexes confondus	7 à 12 g	C'est le gain moyen quotidien (GMQ) tous sexes confondus au cours de la première année d'âge.
Consommation alimentaire chez l'aulacode adulte et subadulte	150 à 200 g de MS/kg PV	
Consommation alimentaire chez l'aulacodeau	50 à 100 g MS/kg PV	
Consommation d'eau	25 à 150 ml/kg PV	
Poids vif corporel (PV) moyen du mâle	2,5 à 4,5 kg	Poids vif corporel (PV) moyen à un an d'âge.
Poids vif corporel (PV) moyen de la femelle	2 ou 3 kg	

**SOURCE** : MENSAH et EKUE, (2003)

**CHAPITRE II :**  
**=====**  
**PATHOLOGIES DES AULACODES**

L'aulacodiculture et en général, l'élevage de petits gibiers est une forme récente d'exploitation rationnelle des espèces sauvages. Contrairement aux animaux domestiques où la pathologie est bien appréhendée, celle de l'aulacode est encore aux premiers stades. La spécialité pharmaceutique qui agit positivement chez le lapin, n'aura pas nécessairement le même effet sur l'aulacode (**HEYMANS, 1996**). Aussi des précautions particulières sont requises dans la conduite sanitaire de ces animaux. Comme chez les espèces conventionnelles, il existe des signes externes simples qui peuvent permettre de détecter un aulacode malade (**SORO, 2002**) ou un dysfonctionnement dans l'élevage :

- poils dressés ou hérissés même quand on souffle sur eux ;
- isolement, blottissement dans un coin, refus alimentaires importants ;
- crottes liquides, très molles ou sans le sillon médian caractéristique des crottes chez l'aulacode ;
- amaigrissement, toux...

Cependant, une étude sur l'inspection du cheptel en aulacodiculture, comme outil de dépistage des maladies, effectuée sur 2984 aulacodes (**SILEMENO, 2004**) cité par **ADJAHOUTONON, (2005)** a montré que parmi 1,43 % d'aulacodes qui avaient les poils hérissés, ce signe persistait chez 0,07 % quand on leur souffle sur les poils. De plus, seulement 2,3 % des aulacodes isolés et blottis dans un coin présentaient des poils hérissés même quand on souffle sur eux et quand ils étaient donc vraiment malades. Par conséquent, un diagnostic de maladie chez l'aulacode ne doit pas se baser sur un seul de ces signes. Par ailleurs, les crottes sans sillon médian ne signalent pas forcément une pathologie mais peuvent faire suite à une consommation insuffisante de fourrages.

## **II.1- Principales pathologies et leurs traitements**

Un certain nombre de contraintes pathologiques est signalé à cet élevage (YEPKA, 2007). Les observations faites depuis une vingtaine d'années tant dans les stations de recherche qu'en milieu réel et dans divers pays (Bénin, Cameroun, Congo, Côte d'Ivoire et Gabon) ont montré que les maladies rencontrées en aulacodiculture sont variées. Leur étiologie peut être parasitaire, microbienne, traumatique, carencielle,... (HEYMANS, 1996 ; MENSAH et EKUE, 2003 ; FANTODJI et SORO, 2004 ; HOUBEN, EDDERAI et NZEGO, 2004).

### **II.1.1- Pathologies de l'élevage**

#### **II.1.1.1- Le stress**

Le stress peut être considéré comme une réaction de l'organisme à des agents pouvant provoquer une perturbation importante de l'homéostasie.

- **Causes**

Chez les aulacodes, le stress se manifeste essentiellement suite à des actions externes effectuées sur l'animal. L'agression peut être d'ordre physiologique ou psychique. Le stress physiologique résulte essentiellement de facteurs tels que le froid, la chaleur, le manque de nourriture, le déficit en oxygène, qui affectent directement les organes et leur fonctionnement. Le stress psychique est essentiellement représenté par des troubles psychosociaux qui atteignent l'aulacode sauvage suite à la mise en captivité, suite à la densité de peuplement, aux dérangements et aux manipulations liées à la conduite de l'élevage dans ce nouveau milieu. Le stress psychosocial est généralement responsable d'un retard

de croissance pondérale et de maturité sexuelle ainsi que de nombreuses autres affections.

### ▪ **Symptômes**

Ces affections se manifestent sous des formes diverses telles que l'anorexie (manque d'appétit, refus de s'alimenter, fatigue, anémie, poils hérissés), ou le traumatisme psychique, suite à un accident, à un choc, ou à des manipulations accidentelles de l'animal. Le traumatisme entraîne l'agitation, la torpeur, la panique, la fuite, la convulsion, les blessures, des lésions d'organes, une mauvaise usure des dents, des abcès, une inflammation de l'utérus et du vagin.

L'aulacode stressé ou traumatisé cherche à s'échapper de l'enclos, voire de l'aulacoderie. Il court dans tous les sens, se cogne le museau, se blesse et peut se fracturer le membre. Il peut survenir des cas de paralysie traumatique.

### ▪ **Traitements et prophylaxie**

En cas d'anorexie, on administre à l'animal de l'eau glucosée (20 à 50 ml), un complexe vitaminique et des oligo-éléments. Dans le cas de blessures ou de fractures, il s'agit de soigner, de panser les plaies éventuelles et de réduire ou faire réduire les fractures par un vétérinaire par la pose d'un plâtre. Pour faciliter la cicatrisation et le rétablissement, l'animal malade peut être isolé pendant quelques temps (**FANTODJI et SORO, 2004**).

Les blessures dues aux bagarres et aux chutes sont fréquentes.

Les effets des affections microbiennes d'origines diverses se manifestent par des troubles respiratoires, des tuméfactions de la gorge, des écoulements de bave, des ballonnements du ventre aussi bien chez les adultes que chez les jeunes.

On peut utiliser comme tranquillisants : l'acépromazine 3-4g/400ml dans l'eau de boisson tous les 2 jours ou 0,75-1 mg/kg de PV en IM durant 15 jours ; comme anesthésie de l'aulacode gestante la kétamine 5-20 mg/kg PV en IM ; et comme anesthésie de chirurgie et de transport la Xylazine 20mg et la kétamine 100mg à 0,035 – 0,2ml/kg de PV en IM.

Des traumatismes, causes de paralysies non expliquées, surviennent parfois dans les élevages.

### **II.1.1.2- Affections dentaires**

Elles sont dues à une alimentation non adaptée. Elles se manifestent par des caries, des incisives qui sont trop longues par une mauvaise usure et un amaigrissement.

#### **▪ Traitement**

Il consiste à anesthésier l'aulacode et lui limer les incisives. Le type d'anesthésie utilisé est la Xylazine 20mg à une dose de 0,035-0,2ml/kg de PV en intramusculaire. Une fois l'animal anesthésié, on utilise une lime à stries moyennes pour limer les incisives.

#### **▪ Prophylaxie**

Il est conseillé de donner aux aulacodes des tiges fraîches et /ou sèches, éviter aussi les facteurs de stress et la mise en place de phases de repos suffisantes. Il faut aussi mettre des morceaux de bois ou une pierre à lécher dans l'enclos.

### **II.1.1.3- Les stomatites**

Elles sont dues à des erreurs alimentaires, à une mauvaise usure dentaire. Elles se manifestent par une hyper - salivation, des éruptions noires autour de la bouche et un amaigrissement.

#### **▪ Traitement**

Il convient d'appliquer un bain de bouche avec la glycérine iodée et de pratiquer ensuite le limage des dents. L'aliment doit alors être broyé.

#### **▪ Prophylaxie**

Il faut manipuler les aulacodes avec attention en évitant de les stresser. Il faut également éviter de leur donner trop de canne à sucre ou de fruits mûrs.

### **II.1.1.4- Invasion par les fourmis magnans**

Il arrive souvent de retrouver des fourmis magnans dans le pelage des aulacodes d'élevage avant ; pour les faire fuir, on utilise de l'huile de vidange dans les rigoles à 1cm des bords.

### **II.1.1.5- Alopécie**

La perte des poils aussi bien chez les aulacodeaux que chez certaines femelles allaitantes est due souvent à une carence minérale et vitaminique.

Pour y remédier, il faut compléter l'alimentation en minéraux et en vitamines.

### **II.1.1.6- Pathologies liées à la reproduction**

#### **➤ Dystocies**

Elles se traduisent par des difficultés de mise bas. Elles sont dues aux erreurs alimentaires, surtout lors d'une consommation d'aliment trop énergétique chez les femelles gestantes.

#### **▪ Traitements**

Il consiste à injecter l'ocytocine avec une dose de 1-2ml. 2 doses sont injectées à 30- 40mn d'intervalles par voie intramusculaire (IM).

#### **▪ Prophylaxie :**

Il faut éviter ou réduire les tubercules frais dans l'alimentation des femelles gestantes.

### **II.1.1.7- Les blessures**

Elles sont dues aux bagarres entre aulacodes et aux chutes.

### **II.1.1.8- Paralysie des membres postérieurs**

#### **▪ Causes**

Elles sont dues à des manifestations brutales, des agitations des aulacodes. L'origine est souvent nerveuse, les animaux sont prostrés et ont une difficulté de déplacement.

#### **▪ Prophylaxie :**

Il faut éviter les perturbations (stress) et les manipulations brutales.

## **II.1.2- Pathologie infectieuse**

### **II.1.2.1- Maladies bactériennes**

Nous avons trois principales bactérioses qui sont : les entérotoxémies, les staphylococcies et les corynébactérioses

#### **II.1.2.1.1- Entérotoxémies**

Ce sont des toxi-infections d'évolutions très brèves dues à *Clostridium perfringens* produisant une toxine. Les manifestations les plus visibles sont l'asthénie, des troubles respiratoires suivis rapidement de troubles nerveux entraînant une perte d'équilibre chez l'animal qui tombe sur le côté et effectue des mouvements de pédalage. Puis l'animal entre dans une hypothermie suivie d'une mort rapide. L'autopsie révèle un foie fortement congestionné et une entérite micro-hémorragique (inflammation intestinale) suraiguë.

- **Traitements**

Il est recommandé d'utiliser de la Tétracycline à la dose suivante : 10mg/kg, 2-5ml/ animal.

- **Prophylaxie :**

Il convient de faire régulièrement la vaccination (TONDJI ; AKOMEDI et AKPONA, 1992).

### **II.1.2.1.2- Staphylococcies**

Elles sont essentiellement dues à la multiplication de *Staphylococcus aureus*, en association avec *Escherichia coli*, *Klebsiella pneumoniae* ou des germes du genre *Citrobacter*. Les staphylococcies sont des maladies infectieuses caractérisées par une nette tendance à la suppuration. Elles peuvent prendre une allure septicémique chez les jeunes.

Les staphylococcies peuvent se localiser au niveau de divers organes (peau, tractus génital et digestif, appareil respiratoire, système nerveux, tissu cardiaque).

#### **○ Au niveau de la peau**

Elles se manifestent sous forme de pustules dans le revêtement sous-cutané constituant des abcès. Elles peuvent se développer au niveau des mamelles qui deviennent le siège d'une infection purulente (mammites) très gênante pour la femelle allaitante et néfaste pour le développement des aulacodeaux.

#### **○ Au niveau du tractus génital de la femelle**

*Staphylococcus aureus* provoque une vaginite ou une infection purulente des voies génitales. *Citrobacter* peut constituer un germe associé. Chez les femelles gestantes, cette affection peut constituer une cause d'avortement.

#### **○ Au niveau du tractus digestif**

*Staphylococcus aureus* se localise dans l'intestin et induit une inflammation intestinale ou rarement, une gastro-entérite se manifestant par une diarrhée et conduisant à une mort rapide en absence de thérapie. Une autopsie indique des

lésions de l'intestin et l'apparition de plaques de Peyer. Le staphylocoque est souvent associé à *Escherichia coli*.

○ **Au niveau de l'appareil respiratoire**

L'aulacode atteint de staphylococcies présentes des difficultés respiratoires avec une respiration bruyante. Des lésions sont présentes au niveau des cavités nasales, de la trachée, des bronches et des poumons ou les foyers inflammatoires sont le signe d'une broncho-pneumonie. *Klebsiella pneumoniae* est généralement associé aux staphylocoques ; des cas de pleurésie purulente sont parfois détectés.

○ **Au niveau du système nerveux**

Ces staphylococcies se manifestent par des raideurs du cou, un décalage latéral de la tête, des otites de l'oreille moyenne entraînant des troubles de l'équilibre.

○ **Au niveau du tissu cardiaque**

Les staphylococcies entraînent des péricardites suppurées et des endocardites.

➤ **Résorptions embryonnaires**

Elles constituent l'une des principales causes de morbidité et de mortalité des aulacodes. Les germes en causes sont les staphylocoques et les clostridies.

▪ **Traitements**

Après une anesthésie générale avec de la Xylazine 20mg à la dose de 0,035-0,2ml/kg de PV en intramusculaire, il est conseillé de débrider la plaie avant de passer au pansement.

▪ **Prophylaxie :**

Il convient de pratiquer l'hygiène de l'élevage en nettoyant quotidiennement les aulacoderies et en les désinfectant fréquemment. (TONDJI ; AKOMEDI et AKPONA, 1992).

**II.1.2.1.3- Corynébactérioses**

L'agent microbien est une bactérie du genre *Corynébactérium* associé ou non à *Citrobacter*. Cette maladie entraîne des inflammations purulentes de la vessie, de l'urètre et des reins. L'animal, sujet à des crises de coliques aiguës, tourne sur lui-même, est victime de chutes fréquentes au sol, perd l'appétit. Des abcès purulents peuvent apparaître au niveau de certains organes tels que les mamelles. En cas de non- traitement, ces abcès peuvent s'ouvrir et laisser couler un pus verdâtre.

La bactérie infecte souvent les reins qui s'hypertrophient et présentent des zones de nécroses. Les uretères, également hypertrophiés, sont remplis de mucus, de sang et de pus. Plusieurs organes sont atteints. La vessie est également affectée et accumule de l'urine teintée de sang. Les vertèbres coccygiennes peuvent aussi héberger ce germe qui peut s'infiltrer par une lésion occasionnée par une rupture de la queue lors d'une contention.

▪ **Traitements**

Il est préconisé d'utiliser la Tétracycline à la dose de 10mg/kg dans l'eau de boisson.

- **Prophylaxie**

Il faut éviter les ruptures accidentelles de la queue, tout en veillant sur l'hygiène de l'élevage c'est-à-dire le nettoyage et la désinfection. **TONDJI ; AKOMEDI et AKPONA, (1992).**

#### **II.1.2.1.6- Avortements**

Ils sont dus à certains germes comme *Citrobacter* qui peut s'associer à un autre germe ou non au niveau du tractus génital de la femelle. Les conséquences de cette infection peuvent être une vaginite ou une infection purulente des voies génitales.

Il est conseillé de mettre les femelles contaminées au repos sexuel, afin de pouvoir traiter leurs affections. Une fois qu'elles sont guéries, ces femelles gestantes sont réintroduites dans les cages à accouplement ou dans le cas échéant elles sont reformées.

#### **II.1.2.1.4- Affections respiratoires**

Elles sont dues aux genres *Staphilococcus*, *Klebsiella*, *Pasteurella*, mais aussi la poussière et les aliments en poudre. Elles se traduisent par une toux et du jetage.

- **Traitements**

Il est préconisé l'utilisation du chloramphénicol, 40mg-50mg/kg PV par voie intra-musculaire (IM) durant 5 jours.

## ▪ Prophylaxie

Il faut maintenir une bonne hygiène de l'élevage et une protection des animaux contre les intempéries et l'humidité, ( **TONDJI ; AKOMEDI et AKPONA, 1992 ; HEYMANS, 1996 ; MENSAH et EKUE, 2003 ; FANTODJI et SORO, 2004**).

### **II.1.3- Pathologies parasitaires**

#### **II.1.3.1- Protozooses**

##### **II.1.3.1.1- Protozooses sanguines**

Dans le sang, la présence des protozoaires du genre *Babesia sp.*, *Nuttalia sp.*, *Piroplasma sp.*, et *Anaplasma sp.* a été révélée par l'examen des frottis sanguins mais aucune protozoose sanguine ne s'en est suivie. L'hypothèse retenue est que l'aulacode serait un porteur sain, mais contaminant les autres mammifères.

##### **II.1.3.1.2- Coccidioses**

Au niveau du tube digestif, les protozoaires parasites sont très nombreux surtout dans le caecum où ils prolifèrent.

Les parasites responsables des diarrhées les plus fréquentes sont les coccidies. Parmi ces coccidies, on note les espèces *Eimeria dysenteriae* et *Eimeria cuniculi*. Les *Trichomonas caviae* sont également présents.

### ▪ **Traitements**

Le traitement nécessite l'utilisation de Ganidan<sup>ND</sup> à la dose de 2 comprimés par jour ou de l'Amprol<sup>ND</sup> en poudre à la dose de 3g/kg, pendant 3 jours par voie orale.

### ▪ **Prophylaxie**

Il faut toujours pratiquer l'hygiène c'est-à-dire le nettoyage et la désinfection dans les aulacodocultures.

## **II.1.3.2- Helminthoses**

### **II.1.3.2.1- Nématodoses**

Des nématodes du genre *Graphidium strigosum*, *Trichostrongylus*, *Trichuris*, *Strongylus* ont été décelés suite à des examens effectués à partir des crottes. Ces parasites déclenchent des diarrhées alternées de constipation ; l'animal perd l'appétit, s'alimente peu et s'affaiblit. Les nématodoses sévissent dans les élevages surtout pendant les saisons des pluies.

### ▪ **Traitements**

L'utilisation de l'albendazole à la dose de 1-3ml/kg de poids vif ou le Teniastop<sup>ND</sup> à la dose de 1ml/kg de poids vif (dose unique) donne des résultats satisfaisants.

### ▪ **Prophylaxie :**

Il est conseillé de sécher le fourrage 24- 48h avant son utilisation.

### **II.1.3.2.2- Cestodoses**

Ils sont localisés dans le tube digestif. Les cestodes décelés par les analyses appartiennent aux genres *Monezia*, *Hymenolepsie* et *Taenia*. Des cysticerques de l'espèce *Tenia pisiformis* sont parfois détectés au niveau du foie. Les cestodoses

sont plus fréquentes pendant les saisons de pluie. L'animal qui maigrit à vue d'œil, présente parfois de violentes coliques.

- **Traitements**

Il est conseillé l'utilisation de Fenbendazole à 2,5%, à la dose de 20 mg par jour dans de l'eau sucrée.

- **Prophylaxie**

Il faudrait procéder au séchage du fourrage 24 - 48h avant la distribution. (TONDJI, AKOMEDI et AKPONA, 1992).

### II.1.3.3- Ectoparasitoses

Les ectoparasites de nature dermatologique rencontrés chez l'aulacode d'élevage sont le fait de tiques hématophages tels que *Ixodes rarus*, *Ixodes variegatum* et *Rhipicephalus simpsoni*. D'autres parasites externes ou ectoparasites tels que les gales (*Psoroptes sp* et *Epidermoptes microlichus*) s'abritent dans les poils des aulacodes mais ne semblent pas pathogènes pour leur hôte qui est en fait un porteur sain, mais capable de transmettre le parasite aux autres mammifères domestiques ou sauvages. Nous avons aussi les boutons, des abcès sous la peau et sur les mamelles.

- **Traitement**

Il faut faire un bain de Bromocyclen<sup>ND</sup> 0,5% à rebrousse polis.

- **Prophylaxie**

Il est suggéré l'utilisation de Tartrate de pyrantel 200 à 250 mg/kg par voie orale.

**DEUXIEME PARTIE : Etude expérimentale**  
**PARASITES RENCONTRES CHEZ L'AULACODE**  
**(*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK, 1827)**  
**EN COTE D'IVOIRE :**  
**CAS DU DISTRICT D'ABIDJAN**

## **CHAPITRE I :**

### **MATERIEL ET METHODES**

## **I.1- Présentation générale de la zone d'étude**

Notre étude a été effectuée dans le District d'Abidjan composé de :

- dix (10) communes qui sont : Plateau, Cocody, Yopougon, Marcory, Treichville, Adjamé, Port-Bouët, Abobo, Attécoubé, Koumassi ;
- trois (3) sous - préfectures : Songon, Bingerville et Anyama.

Seules les communes d'Abobo avec 2 élevages visités, Cocody (2 élevages visités), Yopougon (2 élevages visités) et les sous - préfectures de Bingerville (avec 2 élevages visités), d'Anyama (4 élevages visités) ont été sélectionnées pour la présente étude.

### **I.1.1- Localisation et situation administrative**

La ville d'Abidjan qui est la principale ville est située au Centre - Sud du district, les communes d'Anyama au nord, de Bingerville à l'Est et de Songon à l'Ouest. La superficie du district d'Abidjan est de 2.119km<sup>2</sup> avec 422km<sup>2</sup> pour la ville d'Abidjan et 1697km<sup>2</sup> pour les trois sous-préfectures, soit 0,6% de la superficie de la Côte d'Ivoire. Nous avons aussi 12.850 ha d'aires protégées dont 3.750ha de parc national (parc national du Banco) et 9.100ha de forêt classée (forêt classée d'Anguededou) représentant environ 6% de la superficie totale du district.

### **I.1.2- Présentation du laboratoire ayant servi de cadre d'étude**

Le laboratoire Central Vétérinaire de Bingerville (LCVB) a été créé en 1974. Il est localisé dans la sous- préfecture de Bingerville à quinze (15) kilomètres d'Abidjan.

Ce laboratoire comprend quatre (4) principaux services qui sont :

- le service de parasitologie ;
- le service de microbiologie ou de bactériologie ;
- le service des pathologies aviaires ;
- le service de virologie ;

La principale mission qui lui est assignée est d'apporter un appui au développement des productions animales par :

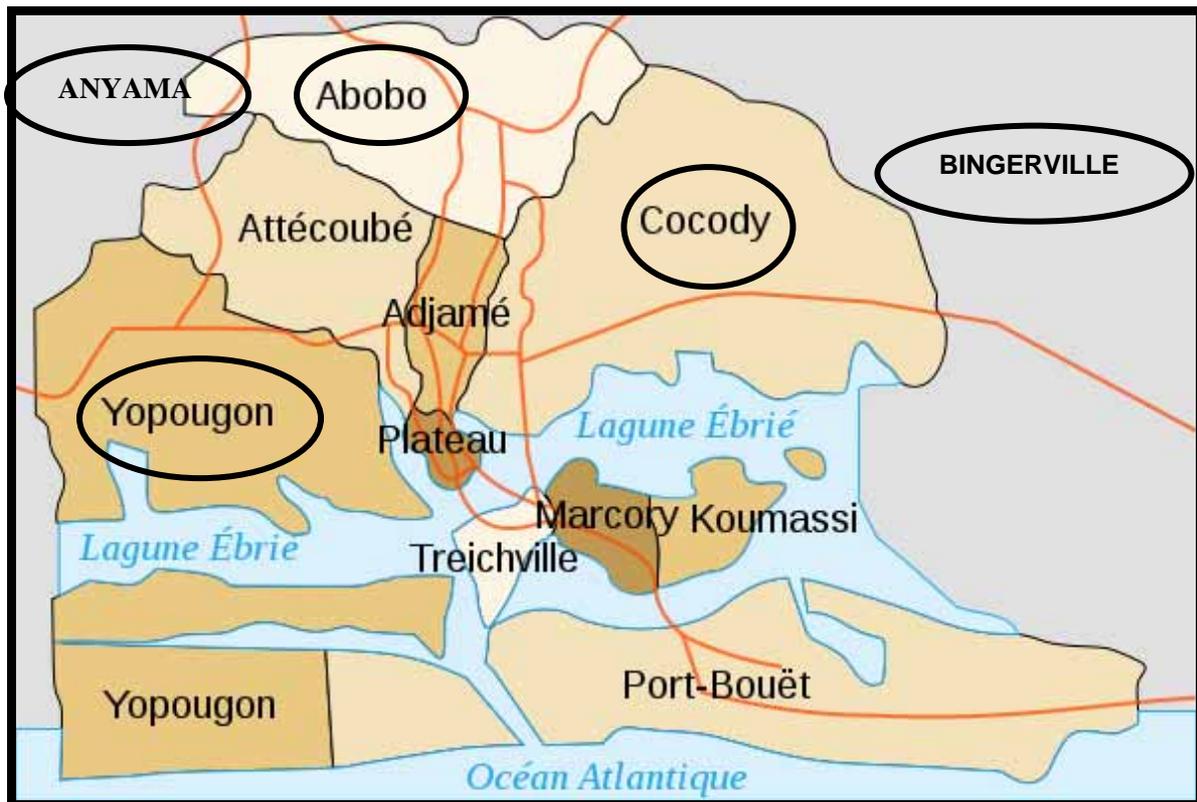
- le diagnostic des maladies animales (services de microbiologie, Parasitologie, et de pathologies aviaires) ;
- le contrôle de la qualité des vaccins et de l'immunité vaccinale ;
- l'amélioration génétique des races locales par le contrôle de la qualité des semences et l'insémination artificielle.

C'est un laboratoire qui regorge d'un personnel qualifié avec :

- six (6) Docteurs Vétérinaires dont cinq(5) chefs de service et un(1) Directeur du laboratoire ;
- deux (2) ingénieurs des techniques agricoles ;
- trois (3) assistants des PVA ;
- six (6) techniciens de santé ;
- un (1) moniteur des PVA ;
- un (1) laborantin.

### **I.1.3- Population humaine**

La population du district d'Abidjan était estimée à 3.796.677 habitants en 2006. C'est une population cosmopolite qui ne cesse de s'agrandir à cause de la crise que connaît le pays depuis le 19 septembre 2002.



Source: Accès internet [http:// upload.wikimedia.org](http://upload.wikimedia.org)

**Figure 14:** Carte du district d'Abidjan illustrant la zone d'étude

#### I.1.4- Climat

Le climat est de type tropical humide comme dans tout le Sud de la côte d'Ivoire. On distingue deux saisons pluvieuses et deux saisons sèches :

- une grande saison de pluie : d'avril à juillet ;
- une petite saison sèche d'août à septembre ;
- une petite saison de pluie d'octobre à novembre ;
- une grande saison sèche de décembre à mars.

La température moyenne annuelle est de 26,8°C. Les écarts thermiques sont faibles avec des variations moyennes journalières et mensuelles de 4°C à 7°C. La pluviométrie moyenne annuelle est de 2500mm et le degré hygrométrique est toujours supérieur à 80 %.

#### I.1.5- Végétation

La végétation se présente sous la forme d'une forêt dense humide qui se caractérise par un peuplement fermé, pluristrate, constitué de grands arbres. Le tapis graminéen est généralement absent et s'il est présent, formé d'espèces à larges feuilles. Les pâturages naturels sont d'extension limitée.

## **I.2- Matériel**

### **I.2.1- Matériel animal**

Lors de l'étude, nous avons autopsié soixante (60) aulacodes dont trente (30) aulacodes élevés en captivité et trente (30) autres aulacodes sauvages. Pour la récolte des crottes, soixante cinq (65) aulacodes des élevages ont été utilisés.



Source : Photo ABE

**Figure 15 : Aulacode sauvage adulte**



Source : Photo ABE

**Figure 16 : Aulacode d'élevage**



Source : Photo ABE

Source : Photo ABE

**Figure 17: Aulacodine et ses petits**

**Figure 18: Aulacodin mort**

- **Choix des fermes et des animaux**

Toutes les fermes sélectionnées, sont situées dans le district d'Abidjan et ne sont pas très éloignées du laboratoire d'analyse. Il a fallu aussi tenir compte de l'approbation des propriétaires des aulacodicultures. Quant aux animaux, seuls les aulacodes présentant un état sanitaire satisfaisant et qui n'ont pas été déparasités ont été choisis. Le poids de ces animaux est compris entre 3kg et 4kg ; le sexe ratio est respecté car la moitié des aulacodes a le sexe mâle et l'autre moitié le sexe féminin. Quant à l'âge, ces aulacodes sont tous des aulacodes adultes. Ils ont tous au moins 18 mois d'âge.

- **Mode d'habitat**

La forme du bâtiment est rectangulaire de dimension :

- Longueur 4-15m ;

- largeur 3,5-7,5m ;

- hauteur 1,5-2,45m ;

L'orientation est située de telle sorte que les longueurs doivent être parallèles à la direction des vents dominants. Le bâtiment est aéré, éclairé et les portes s'ouvrent de l'intérieur. La toiture est à double pente. La plus part des bâtiments ont une pièce sauf celui de la station de recherche d'Abobo - Adjamé qui a une salle d'élevage proprement dite, une salle de rangement ou magasin et un bureau. Les cages hors sol sont en grillage avec des cadres en bois. Elles

peuvent être collectives ou individuelles, simples à un niveau ou à plusieurs niveaux superposés.



Source : SORO, (2007)

**Figure 19**: Aulacoderie

- **Conduite de l'alimentation**

Les animaux d'élevage consomment des fourrages verts ; cette consommation journalière se situe entre 60-95% et entre 15-40% pour les concentrés. Parmi ces fourrages, nous pouvons citer *Panicum maximum* (herbe de guinée), *Andropogon gayanus*, *Zea mays* (maïs, graines et tiges), *Carica papaya* (papayer), *Cocos nucifera* (cocotier), *Manguifera indica* (manguier), *Elaeis guineensis* (palmier à huile), etc... , il en est de même pour les aulacodes vivants en milieu naturel (Annexe 1).

## **I.2.2- Matériel de laboratoire**

### **❖ Matériel d'observation et d'identification**

- un microscope photonique (marque **NIKON YS 100**) ;
- une loupe binoculaire (marque **OPTIKA**) ;
- des clés d'identification entomologique.

### **❖ Matériel de dissection**

- un scalpel + une lame montée ;
- un bac à dissection ;
- une pince chirurgicale ;
- une paire de ciseaux droits ;
- une paire d'entérotomes.

### **❖ Matériel de prélèvement et de mesure**

- une balance de précision ;
- des tubes à essais ;
- des béchers ;
- une lame de **MAC MASTER** ;
- des tubes à fond conique ;
- des verres coniques à pieds ;
- des boîtes de pétri ;
- des flacons de 30 à 50 ml bouchés hermétiquement ;
- des sachets en nylon ;
- des portoirs ;

- une spatule ;
- un tamis à maille de 1mm ;

❖ **Autre appareils**

- centrifugeuse électrique (**type E 81 JOUAN**).

❖ **Réactifs**

- alcool à 70° ;
- solution sursaturée de chlorure de sodium (NaCl) à 33% ;
- une solution de glycérine à 10%.

❖ **Autre matériel**

- une pipette Pasteur ;
- une baguette de verre ;
- des lames et lamelles ;
- un mortier et un pilon ;
- des gants en plastique ;
- un agitateur en verre.

### **I.3- Méthodologie**

#### **I.3.1- Enquêtes et échantillonnage**

La présente étude a porté sur les parasites rencontrés chez les aulacodes d'élevage et sur ceux capturés en milieu naturel et vendus sur les marchés locaux. L'étude s'est déroulée sur cinq mois (5) : du 16 août 2008 au 18 janvier 2009.

##### **I.3.1.1- Echantillonnage**

Une enquête préliminaire a duré un (1) mois du 16 août 2008 au 17 septembre 2008 dans les communes du District d'Abidjan où il existe des élevages d'aulacodes. Elle a eu pour objet de s'informer et de répertorier les contraintes sanitaires, rencontrées dans les élevages. Cette pré-enquête a été menée dans onze (11) élevages d'aulacodes privés et une (1) station de recherche. Cette même phase a permis de définir et de préciser les critères de choix des élevages à suivre dans la phase d'enquête. Cette phase d'enquête a duré trois (03) mois du 18 septembre 2008 au 20 décembre 2008.

##### **I.3.1.2- Critères de choix des élevages**

Le choix des élevages installés en milieux réels a été basé sur l'effectif du cheptel et leur état fonctionnel. Ainsi nous avons retenus pour notre étude des élevages fonctionnels ayant au moins deux (2) groupes de reproducteurs (2 mâles et 8 femelles). Douze (12) élevages ont été donc retenus. Dans onze (11) élevages, cinq (5) aulacodes adultes ont été sélectionnés par élevage sauf la douzième ferme (l'aulacodiculture expérimentale d'Abobo-Adjamé) qui a fournis une dizaine d'aulacodes.

### **I.3.2- Prélèvement des matières fécales**

La collecte des fécès s'est faite quotidiennement. Ainsi, tôt le matin, toutes les cages sont nettoyées afin de débarrasser les fécès le la veille conformément à la technique d'AMANY (1978). Les crottes fraîchement déposées par les aulacodes sont récoltées à la main à plusieurs endroits de la cage et sont mises dans des sachets en nylon numérotés en fonction des élevages et des animaux. Ces sachets sont conservés dans une glacière jusqu'au laboratoire pour être analysés. Ces prélèvements doivent toujours être accompagnés d'une fiche de renseignement faisant mention des informations suivantes :

- l'identité du prélèvement ;
- la date du prélèvement ;
- les renseignements concernant les aulacodes ;
- l'âge des aulacodes ayant fournis les fèces ;
- l'état des animaux et symptômes observés ;
- existence éventuelle d'une thérapeutique anthelminthique ;
- la date de cette thérapeutique et les résultats cliniques ;
- la nature des recherches sollicitées.

Dans notre étude, nous avons effectué les récoltes, deux (2) fois par mois dans dix (10) enclos par élevage.

### **I.3.3- Conservation des matières fécales**

La conservation s'est faite au réfrigérateur à 4°C dans un pot hermétiquement fermé (conservation pendant plusieurs jours des œufs d'helminthes et des kystes de protozoaires).

### **I.3.4- Analyses de laboratoire**

#### **I.3.4.1- Examen coprologique**

##### **I.3.4.1.1- Examen macroscopique**

Il nous a permis de juger les qualités physiques des selles :

- consistance (diarrhée, constipation) ;
- coloration (présence de sang, digéré ou non, présence de pigments) ;
- Présence d'aliments non digérés.

Elle a consisté à rechercher dans les matières fécales préalablement étalées dans une boîte de Pétri, à l'aide d'une aiguille lancéolée. Cette technique nous a ainsi permis de retrouver les éléments parasitaires (anneaux de cestodes, des formes adultes de nématodes) et non parasitaires de dimensions (aliments non digérés, graines, ...) visibles à l'œil nu.

### **I.3.4.1.2- Examen microscopique**

#### **a- Méthode qualitative**

Elles se sont limitées à la mise en évidence et à l'identification des œufs d'espèces parasitaires présentes.

#### **a.1- Examen direct simple (sans enrichissement)**

Sur une lame porte - objet, nous avons déposé une petite quantité de matières fécales (à la grosseur d'un grain de riz ou d'une tête d'épingle) et on a délayé dans deux gouttes d'eau de façon à obtenir un liquide homogène et bien transparent. L'on a ensuite déposé sur le liquide, une lamelle et nous avons procédé à un examen systématique de la préparation au microscope, à faible grossissement (G\*4).

#### **a.2- Examen après concentration ou enrichissement**

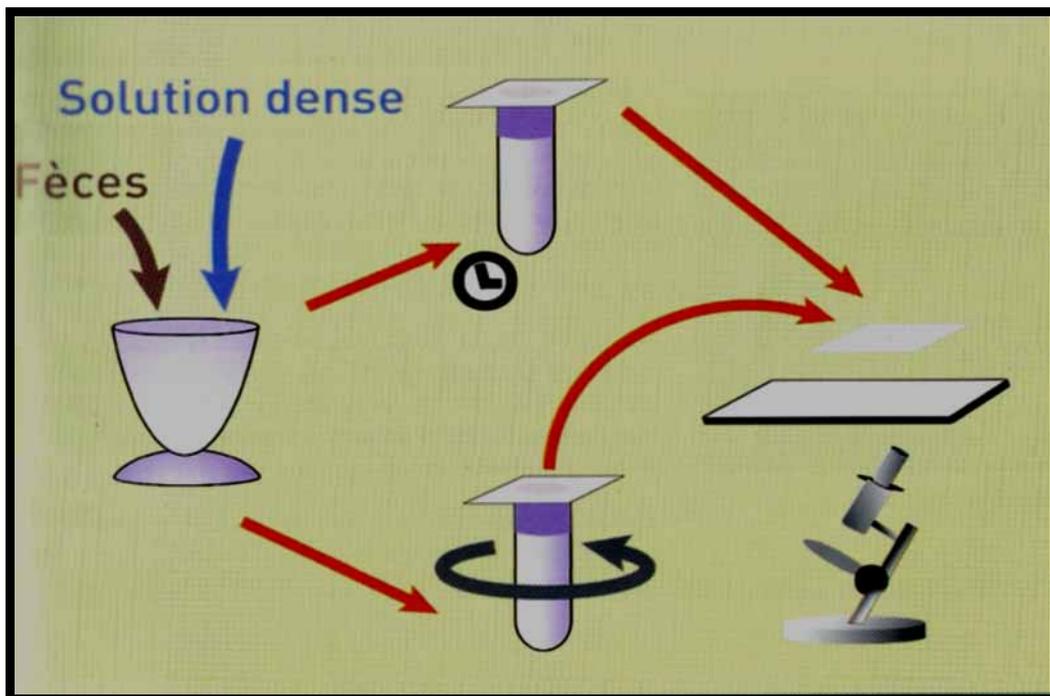
##### **a.2.1- Enrichissement par flottation**

- **Principe**

Cette technique est utilisée pour les œufs de nématodes qui sont peu lourds. Elle consiste à diluer le prélèvement dans une solution de densité élevée, c'est à dire une solution dont le poids spécifique est supérieur à un (le liquide de flottation), afin de concentrer les éléments parasitaires, de densité inférieure, à la surface du liquide. En effet, tous les œufs de Nématodes flottent sur un liquide dont la densité est comprise entre 1,10 et 1,2.

▪ **Technique**

L'opération a consisté donc à prélever 5g de matières fécales, à les triturer dans le mortier. Ensuite elles ont été diluées et homogénéisées dans un verre à pied gradué dans 70ml d'une solution sursaturée de chlorure de sodium (NaCl). Le mélange, après tamisage à l'aide d'une passoire à thé, a été versé dans les tubes à essai jusqu'à l'obtention d'un ménisque supérieur convexe. Une lamelle a été ensuite déposée délicatement sur chaque tube et laissé au repos pendant 20 à 30 minutes. La lamelle a été ensuite récupérée à l'aide d'une pince et déposée délicatement sur une lame porte - objet. L'observation des œufs a été faite au microscope photonique aux objectifs 4, 10 et 40.



**Figure 20 : Schéma opératoire de la technique de flottation**

## **a.2.2- Enrichissement par sédimentation**

### **❖ Sédimentation simple**

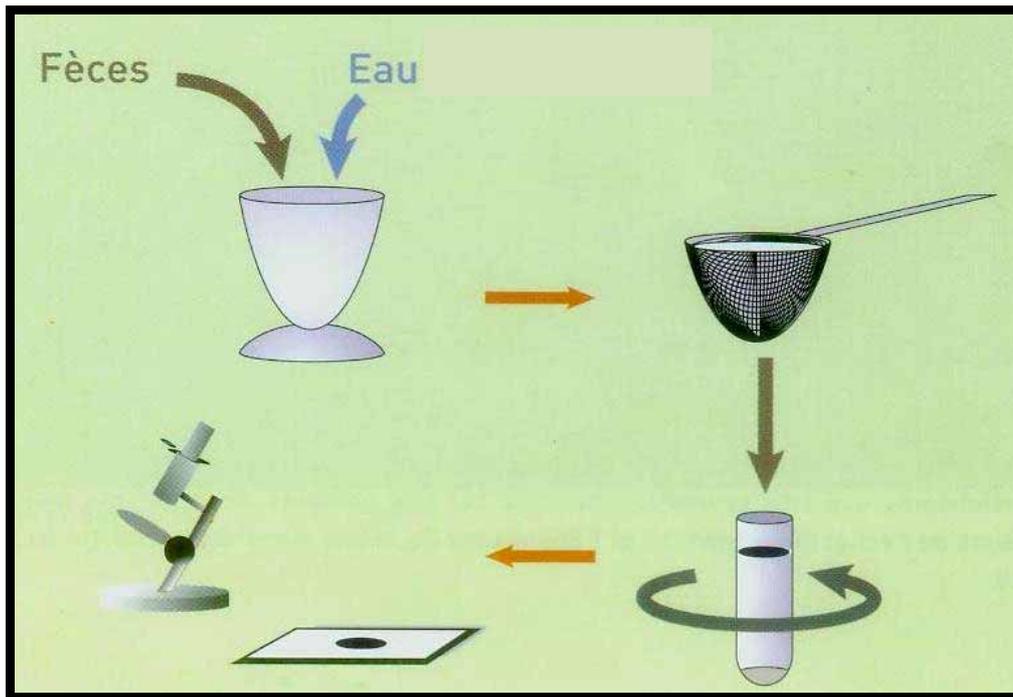
#### **▪ Principe**

Cette méthode consiste à diluer le prélèvement dans une solution aqueuse de faible densité, afin de concentrer les éléments parasitaires, de densité supérieure, dans le culot du tube à essai. Cette technique permet d'obtenir des œufs de toutes les espèces de parasites, en particulier les œufs de Trématodes qui sont de grande taille.

#### **▪ Technique**

Elle a consisté donc à diluer 5 à 10 grammes de fèces dans 5 à 10 fois leur poids en eau. On a broyé, bien mélangé puis tamisé et laissé reposer le filtrat 10 à 12 heures dans un verre conique ; les 4/5 supérieurs du liquide ont été éliminés ; les 1/5 restants sont homogénéisés et 2 gouttes sont observées entre lame et lamelle. Cette méthode est lente et donne des résultats moyens.

Pour des raisons de gain de temps nous avons utilisé la méthode améliorée de cette technique. En effet, on peut améliorer les résultats en remplaçant l'action de la pesanteur par la centrifugation (1500 tours/mn pendant 3mn) de 10ml de filtrat. On élimine ensuite 9ml et l'on recherche les œufs de parasites dans une goutte du culot dilué dans deux (2) gouttes d'eau. Néanmoins, la lecture est rendue difficile par la présence de nombreux débris.



**Figure 21 : Schéma opératoire de technique de sédimentation**

#### **b- Méthode quantitative : Méthode de MAC MASTER**

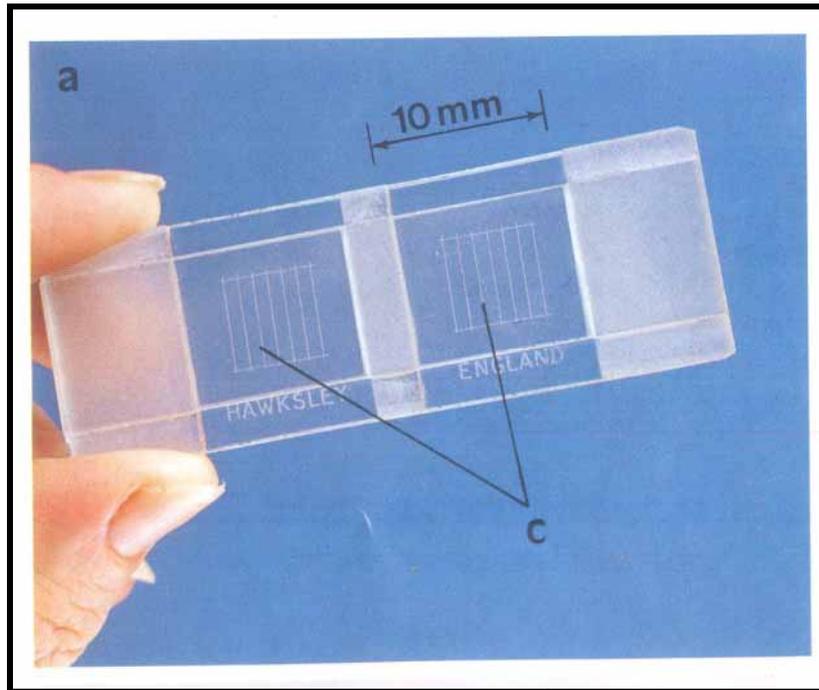
Cette méthode nous a permis de faire une numération des œufs de parasites et des ookystes de protozoaires du tube digestif (coccidies) dans le but d'avoir une idée du degré d'infestation.

##### **▪ Principe**

La méthode que nous avons utilisée est celle de **Mac Master** car elle est facile d'utilisation et le quadrillage de la lame permet de réduire au maximum le risque d'erreur lors du comptage des œufs d'helminthes et des ookystes de coccidies.

Elle nous a permis de faire une numération des œufs ou des larves dans le but d'apprécier le degré d'infestation des animaux.

Cette technique utilise une lame spéciale dite « **Lame de Mac Master** ».



Source : TRONCY, (1996)

**Figure 22: Lame de MAC MASTER**

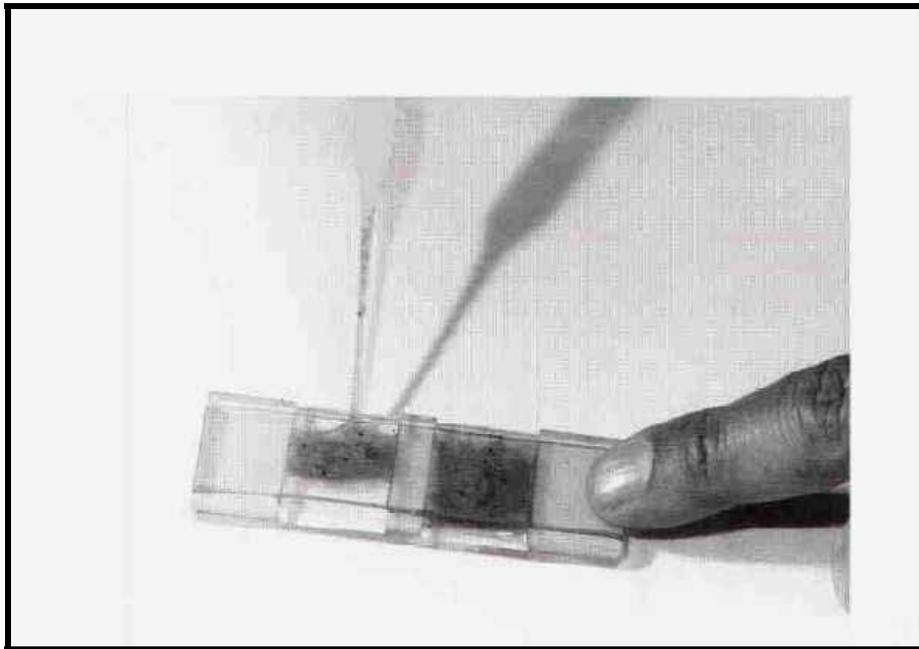
Cette lame contient deux grilles d'un volume de 0,15 ml chacun, dont les limites sont gravées sous la forme d'un carré divisé en colonnes. Chaque lamelle recouvrant une cellule est gravée de 6 colonnes équidistantes, repères dans lesquels se fait le comptage des éléments parasitaires.

▪ **Technique**

Elle utilise une suspension fécale homogène faite avec un liquide de dilution de forte densité permettant la flottaison d'œufs de parasites et de larves. Il existe plusieurs liquides de dilution, mais celui utilisé pour réaliser le travail est le Chlorure de Sodium (NaCl) à 33% (densité =1,20). Cette technique est appelée la technique de **WILLIS**. (GRABER et PERROTIN, 1983).

Cette technique consiste donc à :

- Prélever 2 grammes de fécès;
- Triturer dans un bécher, avec une petite quantité de solution saturée de chlorure de sodium (NaCl) puis compléter à 60 ml ;
- Tamiser pour éliminer les éléments grossiers ;
- Remplir avec une pipette Pasteur, les deux cellules de la lame de **Mac Master** en évitant de provoquer la formation de bulles d'air ;



Source : ABE

**Figure 23: Remplissage des cellules de la lame de MAC MASTER**

- Laisser cinq (5) minutes au repos le temps nécessaire pour que les œufs se collent sur la face inférieure de la lamelle de la cellule de **Mac Master** ;
- Puis observer au microscope à l'objectif 4 ou 10 et compter les éléments parasitaires

- **Identification des œufs**

L'identification des œufs a été faite conformément aux clés d'identifications mises au point par **KAUFMANN (1996) et EUZEBY (1982)**.

- **Détermination du nombre d'Œufs Par Gramme de fécès (OPG)**

Le nombre d'œufs par gramme de Fécès est obtenu par la formule :

Pour obtenir l'équivalent d'œufs contenus dans un (1) gramme de matières fécales, il faut multiplier le nombre d'œufs contenu dans une cellule par 200 ou la somme des œufs des deux cellules par 100.

Soit  $n_1$  = nombre d'œufs dénombrés dans la cellule 1

Soit  $n_2$  = nombre d'œufs dénombrés dans la cellule 2

$$\text{OPG} = (n_1+n_2) \times 100$$

### **I.3.4- Autopsie Helminthologique**

L'autopsie peut être réalisée après saignée d'aulacodes bien portants ou malades ou sur des aulacodes morts à la suite d'une maladie ou abattus.

Sur les animaux vivants, il est important de réaliser la saignée au niveau du cou après la contention de l'animal. Ensuite nettoyer le sang de l'animal, le placer dans un portoir en décubitus dorsal les membres écartés pour procéder à la dissection tout en préservant l'intégrité totale du tube digestif et de ses annexes.

Les poils des parois thoraciques et abdominales sont coupés après les avoir mouillés. On pratique une incision cutanée médiane du cou au pubis, puis 4 incisions latérales depuis l'incision médiane sur les 4 membres. On détache délicatement et on rabat ensuite la peau et les tissus sous-jacents.

La paroi abdominale est ensuite incisée longitudinalement sur la ligne blanche, puis latéralement pour la récliner. Puis un examen des organes abdominaux est effectué ainsi que les prélèvements souhaités. La paroi thoracique est ensuite également ouverte en sectionnant les côtes de chaque côté et en les rabattant vers l'avant (figure 24). Les organes thoraciques sont également examinés et prélevés.



Source : Photo ABE

**Figure 24 : Mise à nue des viscères**

On enlève ensuite d'un bloc tous les viscères en commençant par l'œsophage et on examine de près les différents organes appareil par appareil. L'intestin est isolé et déroulé sur toute sa longueur (figures 25, 26). Chaque segment, après identification, est isolé par une double ligature à chaque extrémité et sectionné.



Source : ABE

**Figure 25 : Autopsie d'un aulacode**

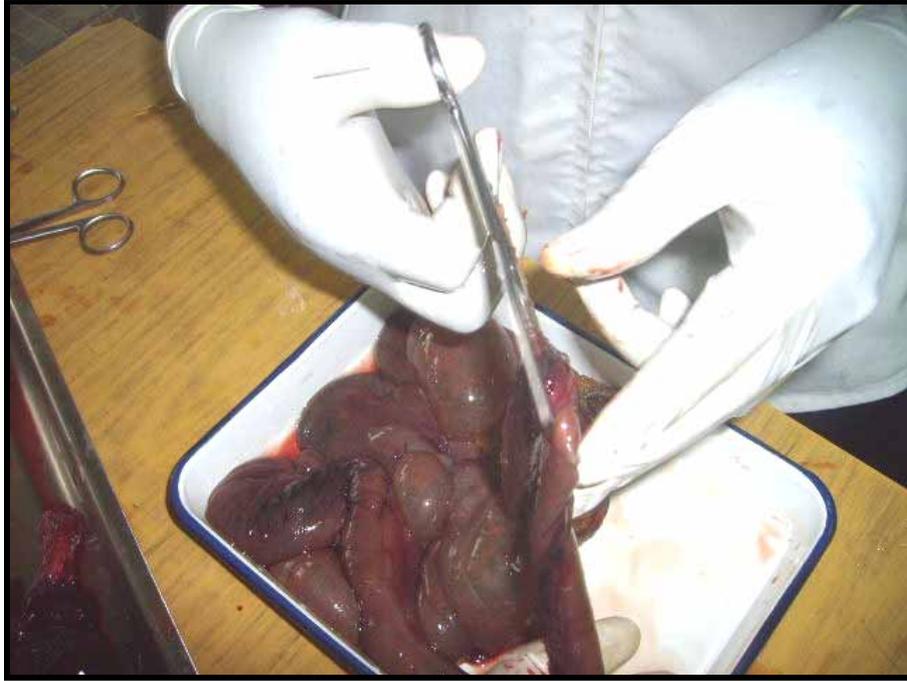


Source : Photo ABE

**Figure 26 : Appareil digestif d'un Aulacode adulte**

Les différents segments sont ensuite ouverts (figure 27) sous un filet d'eau et au-dessus de tamis avec des mailles de calibres différents disposés l'un sur l'autre, le tamis à grosses mailles en haut et celui de à fines mailles en bas.

Si la portion intestinale est trop volumineuse, il faut récupérer le contenu dans un seau, le diluer dans de l'eau courante et passer progressivement la préparation au travers du tamis.



Source : Photo ABE

**Figure 27 : Ouverture du tube digestif d'un aulacode**

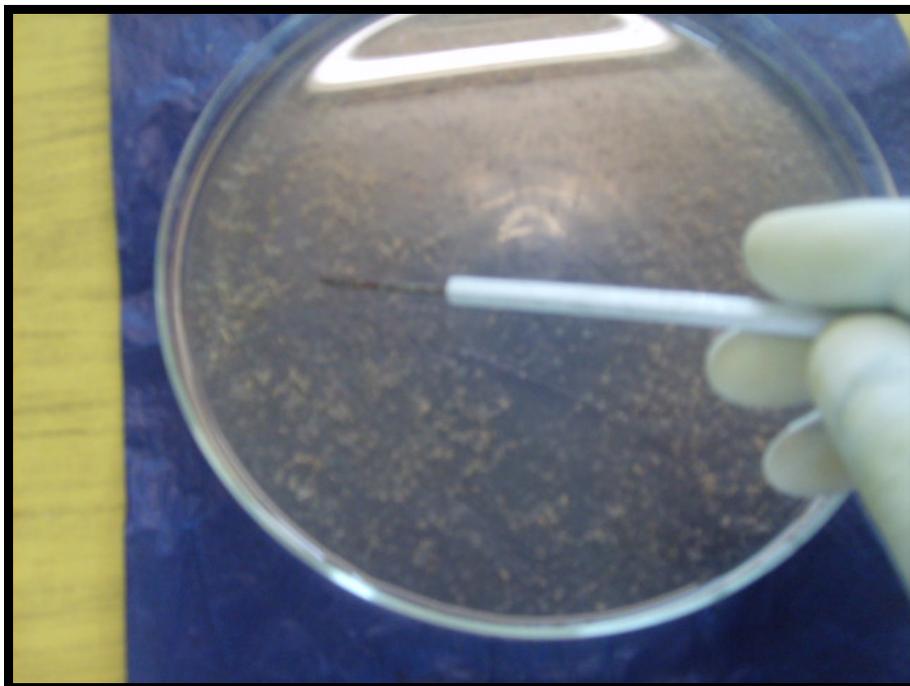
Après le traitement de la portion intestinale considérée, les helminthes sont recueillis sur les différents tamis. Le résidu des tamis les plus fins est récupéré et examiné par petites quantités dans un bac à fond noir contenant de l'eau (figure 28).

Les helminthes de grandes tailles sont récupérés au moyen d'une pince et observés (figure 29). Ceux de petites tailles sont également recueillis à l'aide d'une pipette Pasteur et observés sous une loupe binoculaire. Les larves, les vers adultes sont lavés avec de l'eau de robinet puis avec du liquide physiologique.



Source : ABE

**Figure 28** : Préparation de la dilution



Source : ABE

**Figure 29** : Recherche des parasites adultes

Les diverses observations faites sont consignées sur une fiche d'autopsie. On peut laisser les parasites femelles adultes dans cette solution pour obtenir des œufs en vue de suivre la coproculture. Les vers ainsi lavés pourraient être conservés dans un fixateur (formol, alcool ou liquide de **BOUIN**).

Dans tous les cas, la récolte des parasites, sur animaux vivants ou morts se fait de la même manière. Les parasites selon leur site de prédilection, se trouvent dans différents organes.

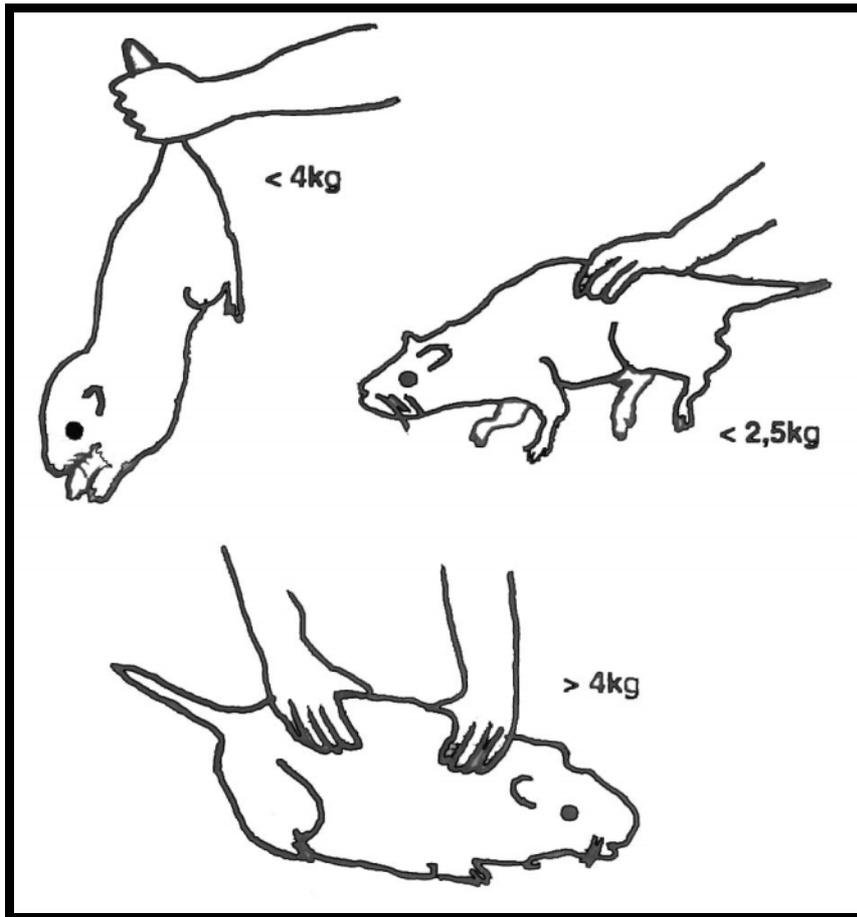
### ❖ **Identification des œufs et parasites adultes**

L'observation des œufs se fait au microscope photonique et celle des vers adultes retrouvés à la loupe binoculaire. L'identification des ookystes, des œufs et adultes d'helminthes a été faite conformément aux clés d'identifications mises au point par **KAUFMANN (1996)** et **EUZEBY (1982)**.

## **I.3.5- Prélèvement des ectoparasites**

### **I.3.5.1- Contention des aulacodes**

Il existe plusieurs modes de contention ; les plus usuelles sont la contention manuelle et l'utilisation de cage à contention. La contention manuelle convient aux aulacodes dociles, mais pour les sujets non dociles, il faut faire recours à la cage à contention. Les formes de contentions manuelles sont jugées sans risque pour l'état de santé des animaux (figure 30).



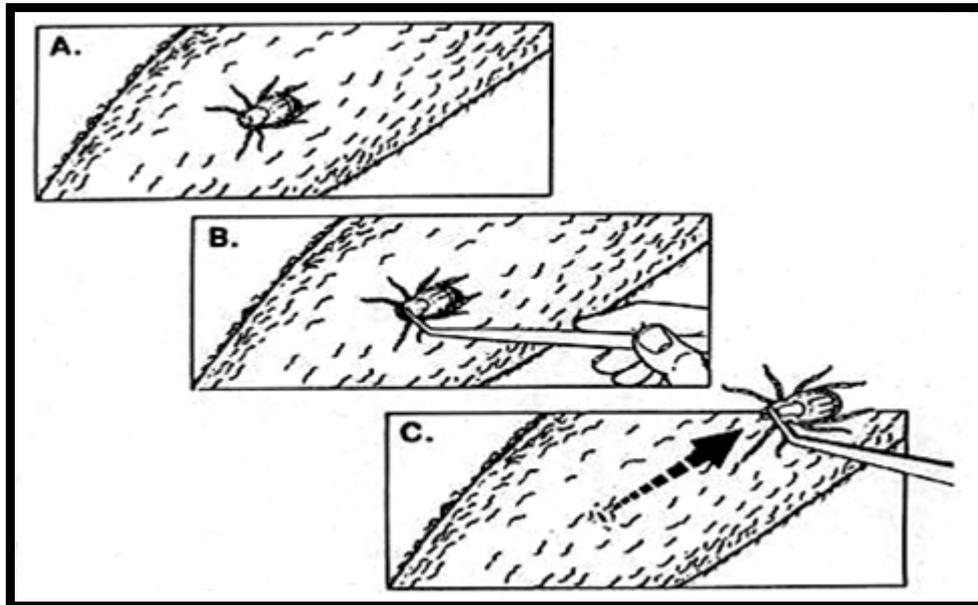
Source : SCHRAGE et YEWADAN, (2004)

**Figure 30 : Contention manuelle des aulacodes**

### **I.3.5.2- Recherche des ectoparasites**

Elle a consisté à observer tous les parasites externes qu'on retrouve sur la peau des aulacodes sauvages ou ceux élevés en captivité, ainsi que les lésions cutanées qui s'y trouvent. Les observations ont été faites au ras des poils ainsi qu'au niveau de la peau. On a « endormi » les parasites avec un coton imbibé et on les a retiré en tirant dans le sens d'implantation du rostre à 30° environ de la peau car tirer perpendiculairement reviendrait à casser le rostre et à le laisser dans la peau (figure 31). La conservation s'est faite dans des flacons avec de l'alcool à 70° et dans une solution de glycérine à 10%. Sur chaque étiquette est

marqué: le numéro d'identification de l'animal, la date de récolte, le nom de la ferme et la région anatomique concernée.



Source : WALKER et al, (2003)

**Figure 31** : Méthode de prélèvement des tiques fixées sur la peau

### I.3.5.3- Identification des ectoparasites

Une fois au laboratoire de parasitologie de Bingerville, le comptage des tiques s'est fait en vue de séparer les formes adultes des larves et des nymphes. L'observation des tiques s'est faite à l'aide d'une loupe binoculaire au grossissement 10X et 20X, soit à l'aide d'un microscope optique au grossissement 4X. La diagnose des genres s'est basée sur les caractères morphologiques de certaines parties du corps de la tique (rostre, yeux, festons). Quant à la diagnose des espèces, elle s'est basée sur certains détails morphologiques (ponctuation du scutum, coloration des pattes, forme des stigmates, caractères des sillons, des festons et des yeux). La clé d'identification entomologique utilisée est celle de **WALKER, BOUATTOUR, CAMICAS, et al., (2003)**

### **I.3.6- Traitement et analyses des données**

La méthode d'analyse adoptée dans cette étude est essentiellement une analyse statistique descriptive. A la fin de chaque mois, des rapports partiels ont été établis. Le nombre de parasites récoltés a été enregistré sur tableur par souche et par sexe.

Toutes ces données sont saisies dans le **Tableur EXCEL de MICRCOSOFT OFFICE 2000**, traitées avec le logiciel SPSS (Statistical Package for the Social Sciences), et soumis au test d'indépendance en utilisant le  $X^2$  de Pearson.

Le seuil de signification P de notre test  $X^2$ , a été fixé à une probabilité de 5% (soit 5%) de chance de se tromper sur ce résultat. L'effet obtenu est :

- hautement significatif si  $P < 0,001$
- significatif si  $P < 0,05$
- non significatif si  $P > 0,05$

## **CHAPITRE II :**

### **RESULTATS ET DISCUSSION**

## II.1- Résultats

### II.1.1- Résultats de l'OPG des espèces parasitaires dans les douze élevages

**Tableau VIII : Résultat de l'OPG**

Identification des aulacodicultures	Ookystes de <i>Coccidies</i>	Œufs de <i>Cooperia</i>	Œufs de <i>Monezia</i>	Œufs de <i>Trichures</i>
F1	39600	600	0	0
F2	118600	1100	200	0
F3	38100	600	200	0
F4	218100	500	0	0
F5	94800	1000	700	0
F6	32500	0	0	0
F7	42900	200	100	0
F8	36300	600	0	0
F9	23600	700	500	0
F10	4600	500	0	0
F11	11800	700	600	0
F12	19100	600	100	0
<b>Prévalence</b>	<b>100%</b>	<b>91,66%</b>	<b>58,33%</b>	<b>0%</b>

**NB : F= ferme**

Notre étude montre la prédominance des ookystes de coccidies avec une prévalence de 100% alors que les oeufs de *Cooperia* et de *Monezia*, ont des prévalences respectives de 91,66% et 58,33% .

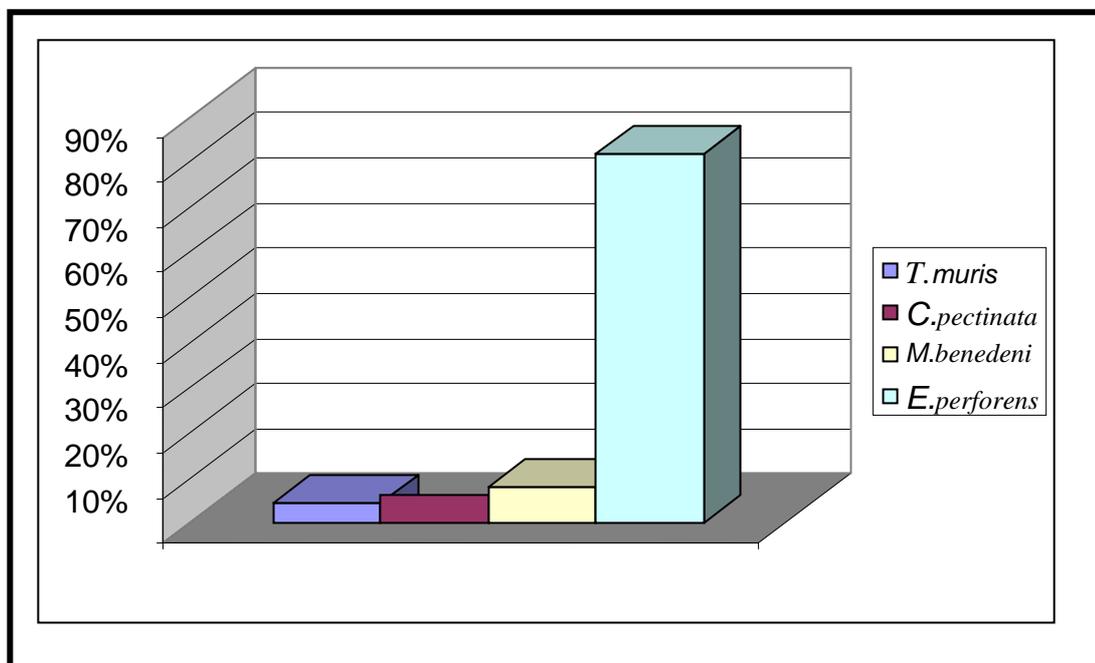
## II.1.2- Résultats de l'autopsie helminthologique

### II.1.2.1- Résultat de la coprologie

#### II.1.2.1.1- Localisation des œufs d'helminthes et des ookystes de coccidies dans le tube digestif

Seul le duodénum renferme l'ensemble des œufs des parasites, alors que les autres portions du tube digestif à savoir le rectum, le colon, le caecum, l'iléon, le jéjunum, l'estomac, l'œsophage ainsi que le foie en sont dépourvus. Donc la majeure partie des œufs des parasites est concentrée au niveau du duodénum.

Nous avons retrouvé les œufs des espèces parasitaires suivantes : *Trichuris muris*, *Cooperia pectinata*, *Monezia benedeni* et *Eimeria perforans*. La fréquence d'apparition de ces œufs est inégale avec une prédominance des ookystes de coccidies à hauteur de 81,63% (Figure 32).



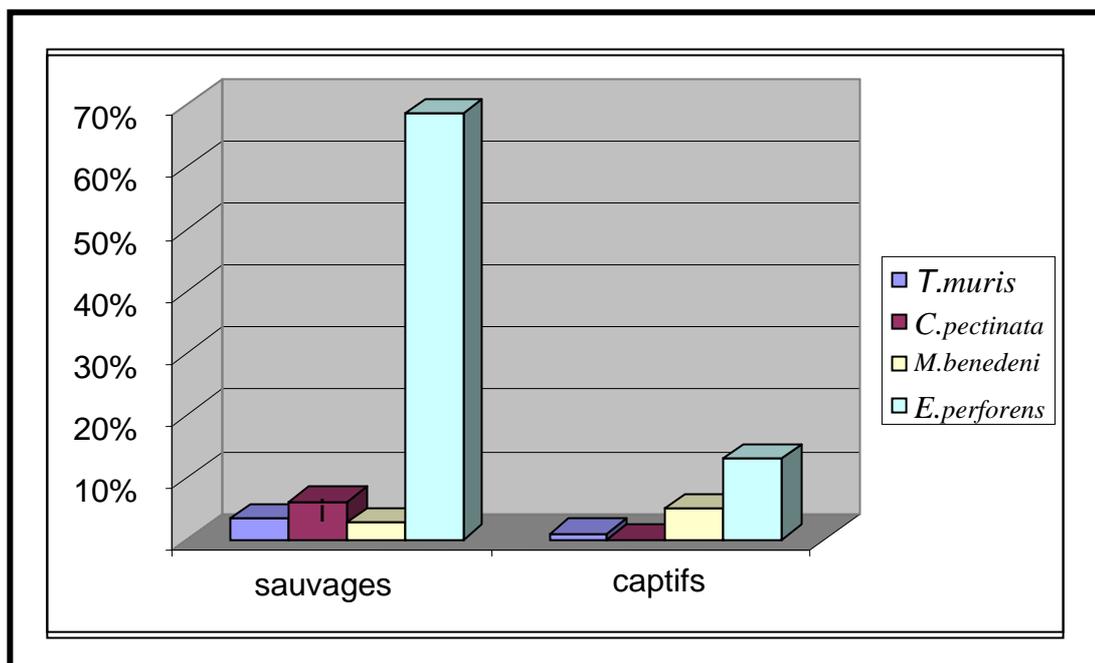
**Figure 32** : Fréquence des œufs de parasites retrouvés dans le duodénum

### II.1.2.1.2- Taux d'infestation en fonction de l'origine

Nous avons constaté que les aulacodes sauvages hébergeaient plus d'œufs de parasites que les aulacodes d'élevages, car nous avons 80,77% d'œufs présents chez les sauvages contre 19,23% chez les captifs.

Parmi les différentes espèces présentes, nous avons une prédominance des ookystes de coccidies (*Eimeria perforans*) avec une fréquence de 68,53% chez les aulacodes sauvages contre 13,10% chez les aulacodes d'élevages. Les œufs de *Cooperia pectinata*, ne sont présents que chez les aulacodes sauvages avec une proportion de 6,12%. Les œufs de *Trichuris muris* sont trois fois plus représentés chez les aulacodes sauvages que chez ceux des élevages avec une fréquence de 3,38% chez les sauvages contre 1,06% chez les captifs.

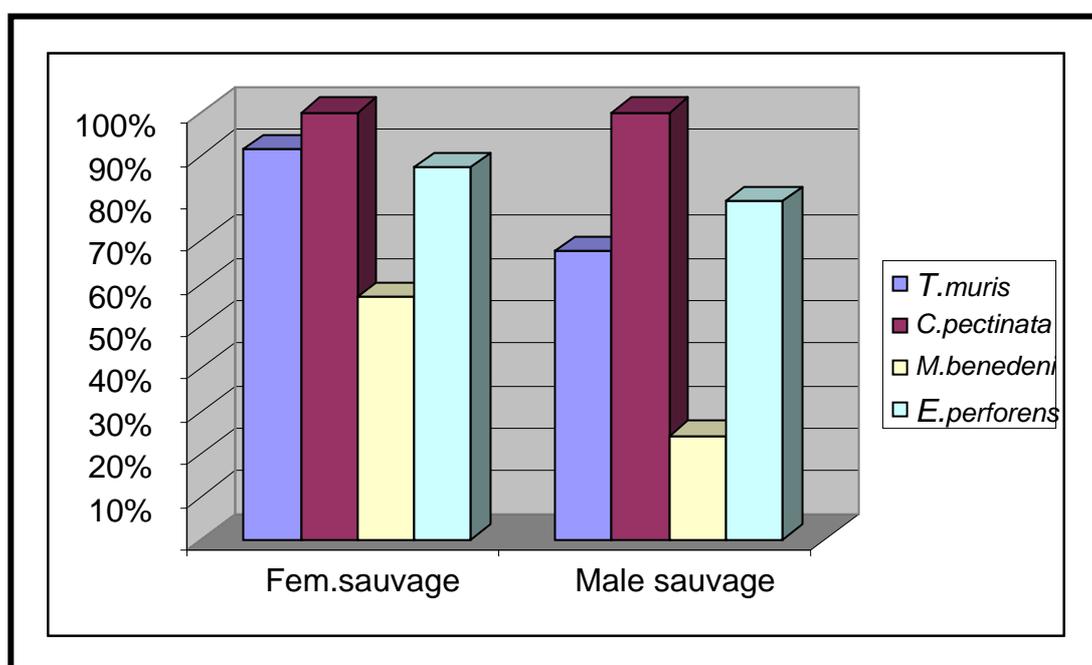
Enfin les œufs de *Monezia benedeni* sont plus présents chez les aulacodes d'élevage (5,07%) que chez les sauvages (2,75%), (figure 33).



**Figure 33** : Taux d'infestation des aulacodes en fonction de l'origine

### II.1.2.1.3- Taux d'infestation en fonction du sexe chez les aulacodes sauvages

Les femelles sauvages hébergent 87,24% des œufs de parasites contre 72,22% chez les mâles sauvages ; ce qui signifie qu'il ya une prédominance de parasites chez les femelles sauvages. Nous avons 100% des *Cooperia pectinata* qui sont représentés aussi bien chez les femelles que chez les mâles ; les œufs de *Trichuris muris* sont représentés à 91,30% chez les femelles contre 67,50% chez les mâles, les œufs de *Monezia benedeni* et d'*Eimeria perforans* sont prédominants chez les femelles sauvages avec des pourcentages de 56,76% et 87,28% contre 24,32% et 79,39% chez les mâles sauvages (figure 34).

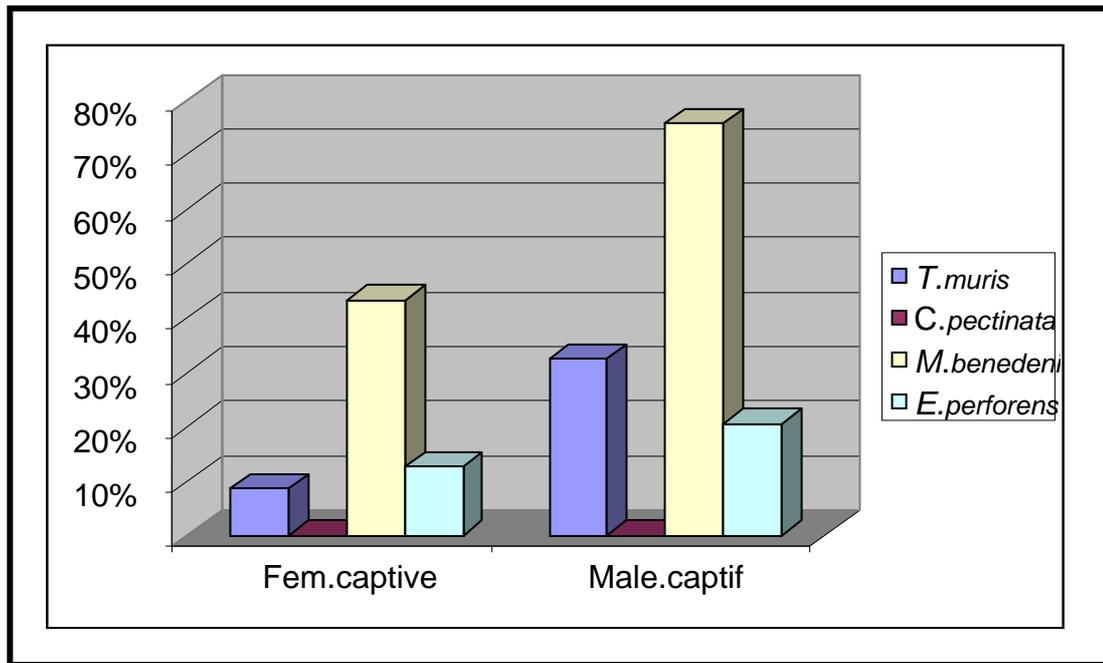


**Figure 34 : Répartition des œufs de parasites selon le sexe chez les aulacodes sauvages.**

### II.1.2.1.4- Taux d'infestation en fonction du sexe chez les aulacodes d'élevage

Les aulacodes captifs, les mâles hébergent 27,78% des œufs de parasites contre 12,76% chez les femelles ; une absence de *Cooperia pectinata* et de *Cooperia punctata* dans les deux sexes, ainsi qu'une prédominance des œufs de *Trichuris*

*muris* à 32,50%, des œufs de *Monezia benedeni* à 75,68% et des œufs d'*Eimeria perforens* à 20,61% chez les mâles contre 8,70% (*Trichuris muris*), 43,24% (*Monezia benedeni*), 12,72% (*Eimeria perforens*) chez les femelles élevées en captivité (figure 35).



**Figure 35** : Fréquence des œufs de parasites selon le sexe chez les aulacodes d'élevage.

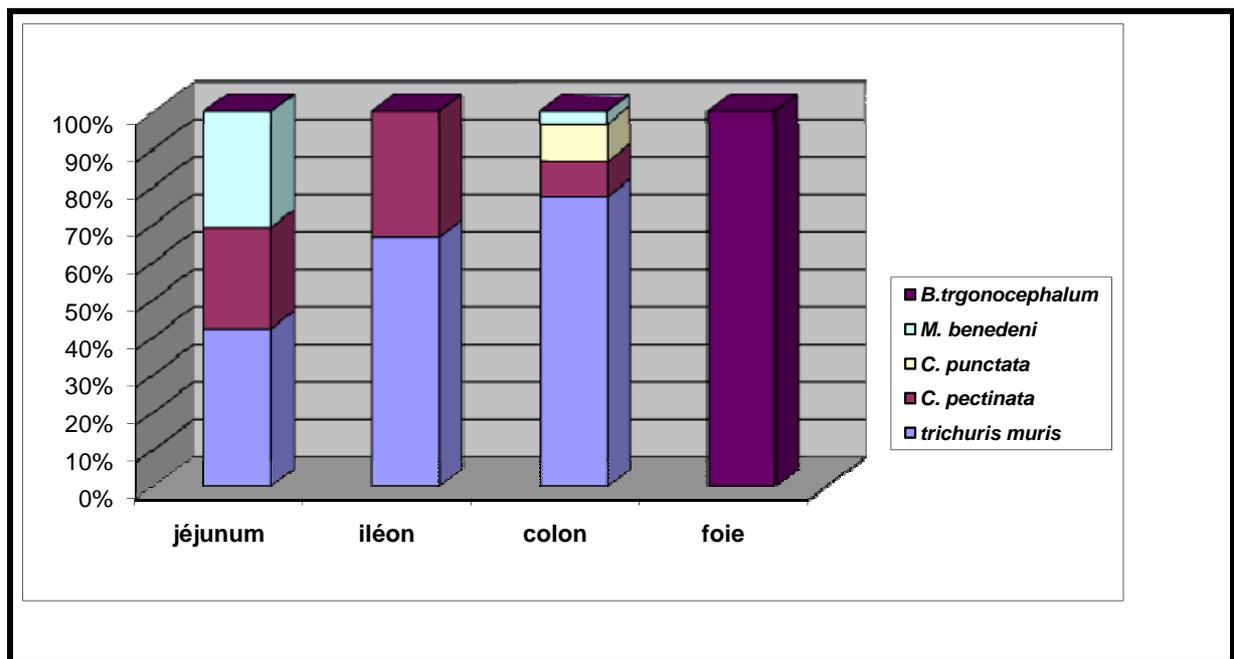
## II.1.2.2- Résultats de l'observation des parasites adultes des aulacodes

### II.1.2.2.1- Sièges de prédilection des parasites adultes

Les parasites adultes sont uniquement localisés dans trois (3) portions du tube digestif qui sont le jéjunum, l'Iléon, le Colon et dans le foie. Dans la portion jéjunale, nous avons une prédominance des parasites telles les *Trichuris muris* qui sont représentés à 42,31%, ensuite vient les *Monezia benedeni* à 30,77% et les *Cooperia pectinata* à 26,92%.

Au niveau de l'iléon, on a plus de *Trichuris muris* (66,77%) que de *Cooperia pectinata* (33,33%) ; le colon affiche une prédominance des *Trichuris muris* à 77,46%, vient ensuite les *Cooperia punctata* (9,89%), les *Cooperia pectinata* (9,39%) et les *Monezia benedeni* à 3,29%.

Sur 100% de parasites retrouvés au niveau du Foie, les *Bunostomum trigonocephalum* représentent la totalité de ces parasites, (figure 36).



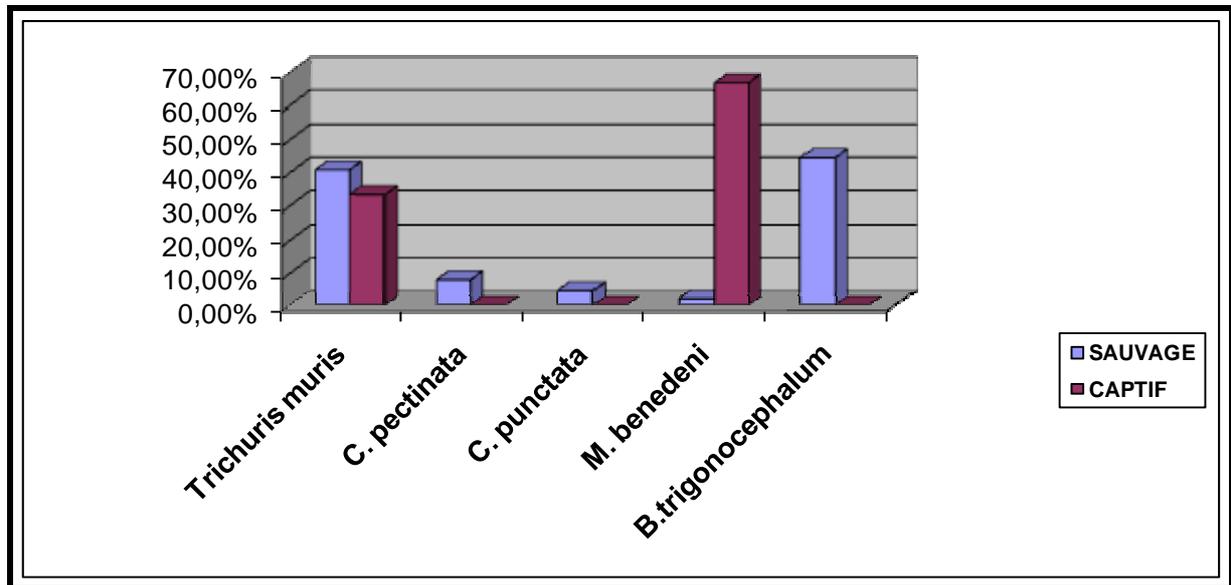
**Figure 36** : Sièges de prédilection des parasites adultes de l'appareil digestif

#### II.1.2.2.2- Fréquence des parasites en fonction de l'origine

Les parasites tels que *Cooperia pectinata*, *Cooperia punctata* et *Bunostomum trigonocephalum* sont absents chez les aulacodes élevés en captivité, alors que les *Trichuris muris* sont représentés à 33,33% ; quant aux *Monezia benedeni*, ils sont plus importants et majoritaires avec une proportion de 66,67%.

Les aulacodes sauvages hébergent tous les parasites mais à des fréquences différentes : les *B. trigonocephalum* sont représentés à 44,57% donc

majoritaires, ensuite vient les *T.muris* (40,80%), puis les *C. pectinata* (7,98%), les *C. punctata* (4,66%) et enfin les *M. benedeni* (2,00%) qui sont en minorité.

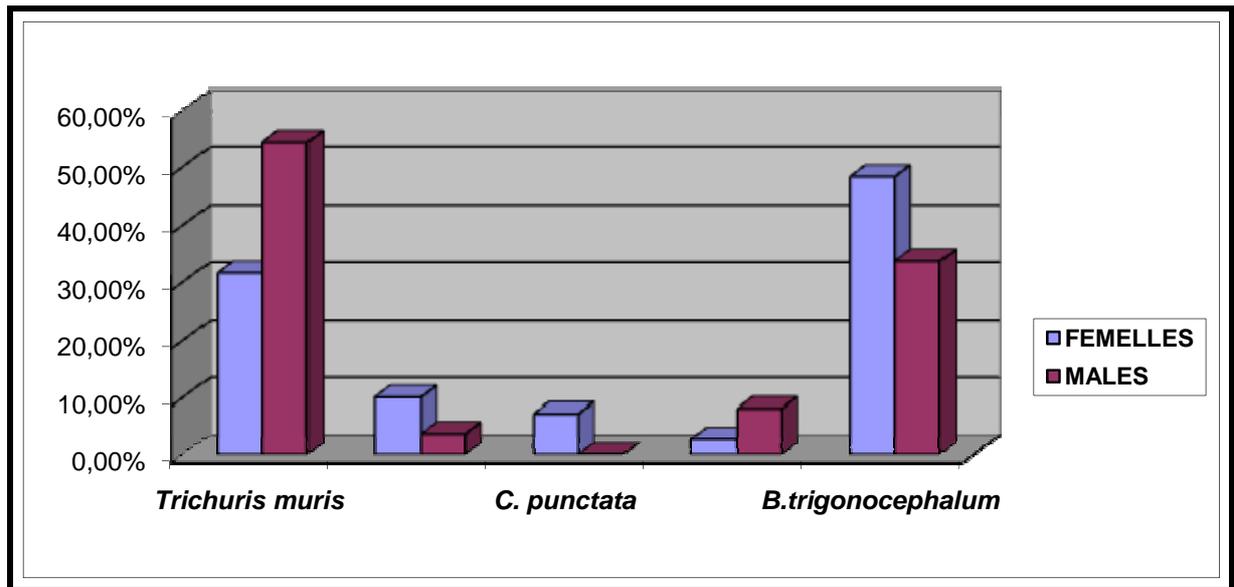


**Figure 37** : Fréquence des parasites en fonction de l'origine des aulacodes

#### II.1.2.2.3- Fréquence des parasites en fonction du sexe des aulacodes

Tous les mâles n'hébergent pas *C. punctata*, mais possèdent les autres parasites à des proportions différentes. Il ya une prédominance des *T. muris* (54,35%), vient ensuite les *B. trigonocephalum* (8,15%), les *M. benedeni* (8,15%) et enfin les *C. pectinata* (3,80%) qui sont en minorité.

Quant aux femelles, elles possèdent tous les parasites mais à des degrés différents avec une prédominance des *B. trigonocephalum* (48,26%), vient les *T. muris* (31,60%), les *C. pectinata* (10,07%), les *C. punctata* (7,29%) et enfin les *M. benedeni* (2,78%) qui sont minoritaires.



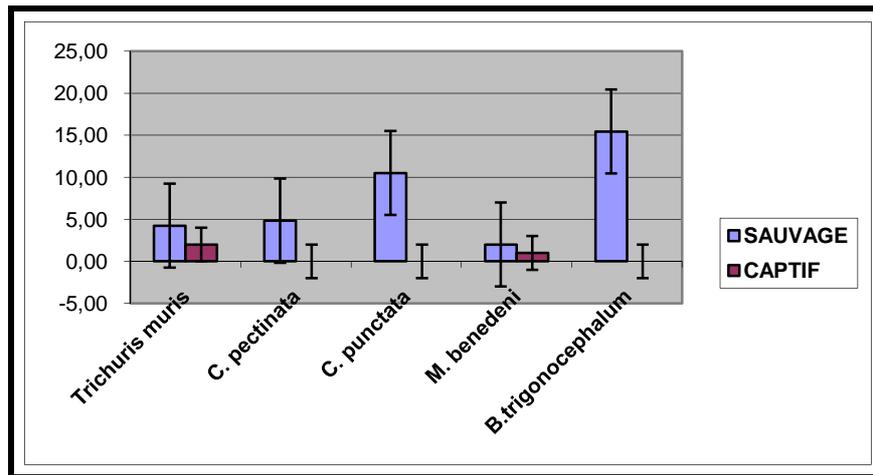
**Figure 38 : Fréquence des parasites en fonction du sexe.**

#### II.1.2.2.4- Taux d'infestation moyen des aulacodes de sexe femelle

Les aulacodes femelles sauvages sont plus parasités que les aulacodes femelles élevées en captivité. Le niveau d'infestation moyen chez les femelles sauvages s'élève à 37,01% contre 3,00% chez les femelles captives.

Les femelles captives n'hébergent que les *T. muris* à hauteur de 2,00% et les *M. benedeni* (1,00%) ; quant aux autres parasites, ils sont absents.

Les femelles sauvages sont parasitées par tous les parasites mais à des proportions inégales : le niveau moyen des *Trichuris* et des *Monezia* représente le double de celui des captifs, alors qu'on enregistre un niveau de 15,44% pour *B. trigonocephalum*, 10,50%, pour *C. punctata* et 4,80% pour les *C. pectinata*. (Figure 39).

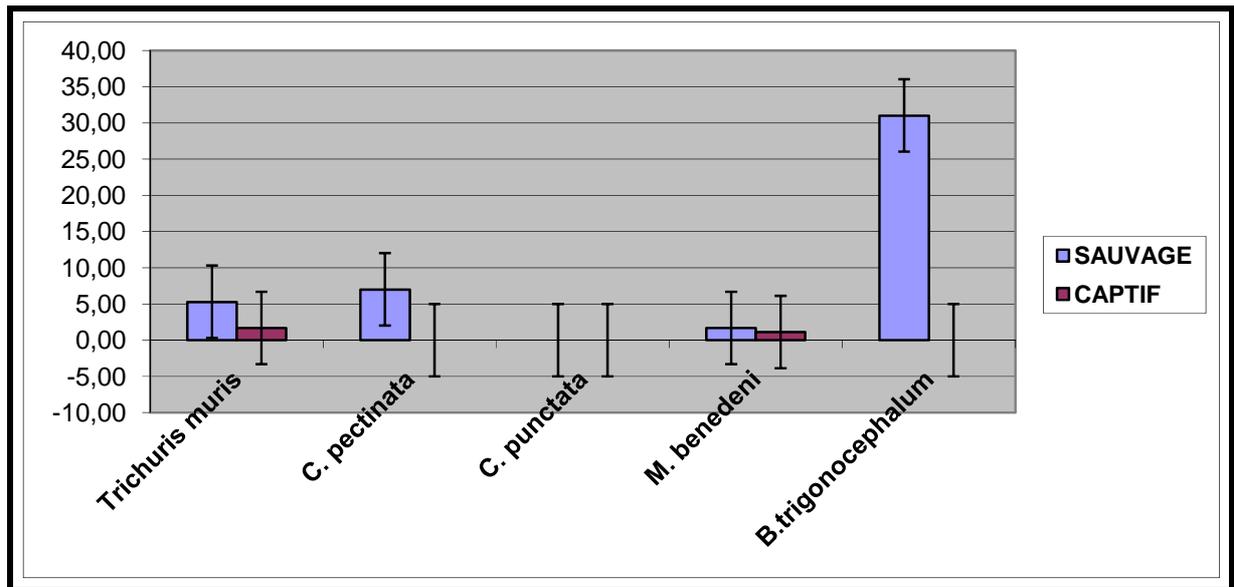


**Figure 39** : Taux d'infestation moyen des aulacodes de sexe femelle

La différence entre les origines est significative car  $P < 0,05$

#### II.12.2.5- Taux d'infestation moyen des aulacodes de sexe mâle

Le niveau d'infestation moyen des aulacodes sauvages de sexe mâle est de 44,95% avec une prédominance des *B. trigonocephalum* à 31% et de 1,67% pour les *M. benedeni* alors que celui des aulacodes élevés en captivité est de 2,78% avec 1,67% chez les *T. muris* et de 1,11% chez les *M. benedeni*.



**Figure 40** : Taux d'infestation moyen des aulacodes de sexe mâle

La différence entre les origines est significative car  $P < 0,05$

#### II.1.2.2.6- Morphologie de quelques endoparasites observés

##### a- Morphologie de *Monezia benedeni*



**Source** : Photo ABE

**Figure 41** : *Monezia benedeni* (vue d'ensemble à l'œil nu)



**Source : Photo ABE**

**Figure 42 : *Monezia benedeni*(G\*20 ;**

Longueur : 34,5cm ; largeur :1cm) vue à la loupe binoculaire

**b- Morphologie de *Trichuris muris***



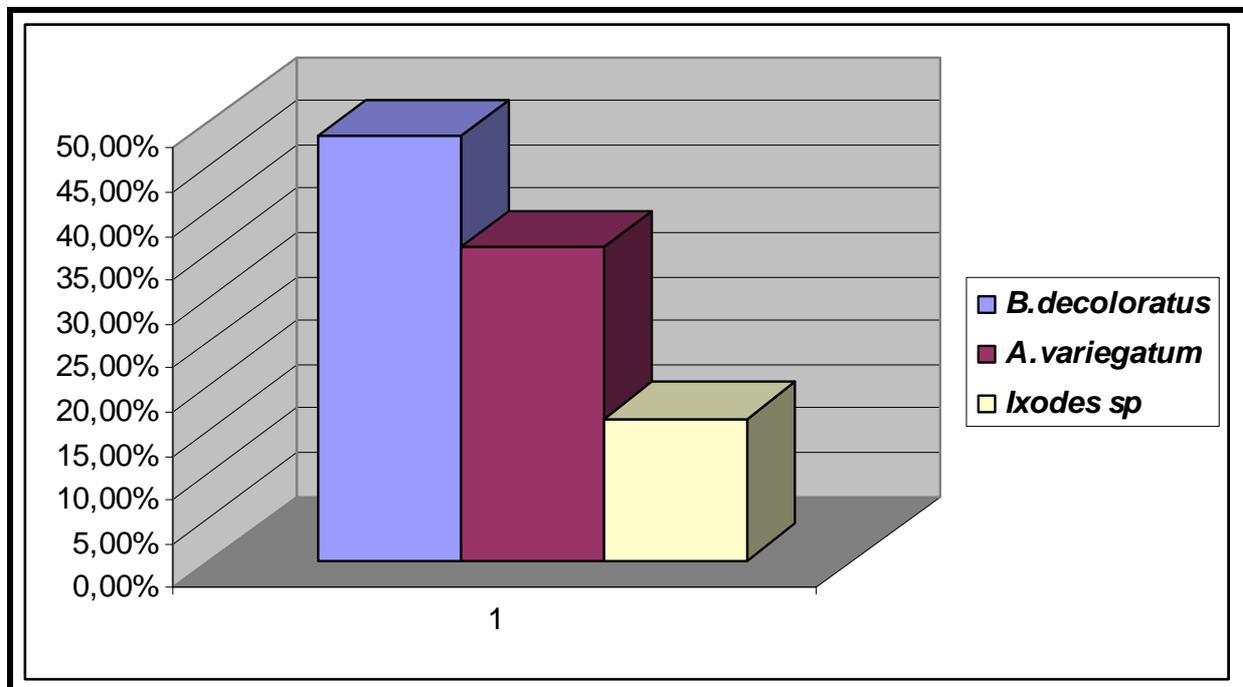
**Source : Photo ABE**

**Figure 43 : *Trichuris muris* vue à la loupe binoculaire (G\*20).**

## II.1.3- Résultat de la recherche des ectoparasites

### II.1.3.1- Fréquence des ectoparasites

Nous avons observé trois (3) espèces de tiques : *Boophilus decoloratus*, *Amblyomma variegatum* et *Ixodes sp.* Ces tiques se retrouvent uniquement sur les aulacodes sauvages à des fréquences variables : *B. decoloratus* (48,27%), *A. variegatum* (35,63%) et *Ixodes sp* (16,09%), (figure 44) .

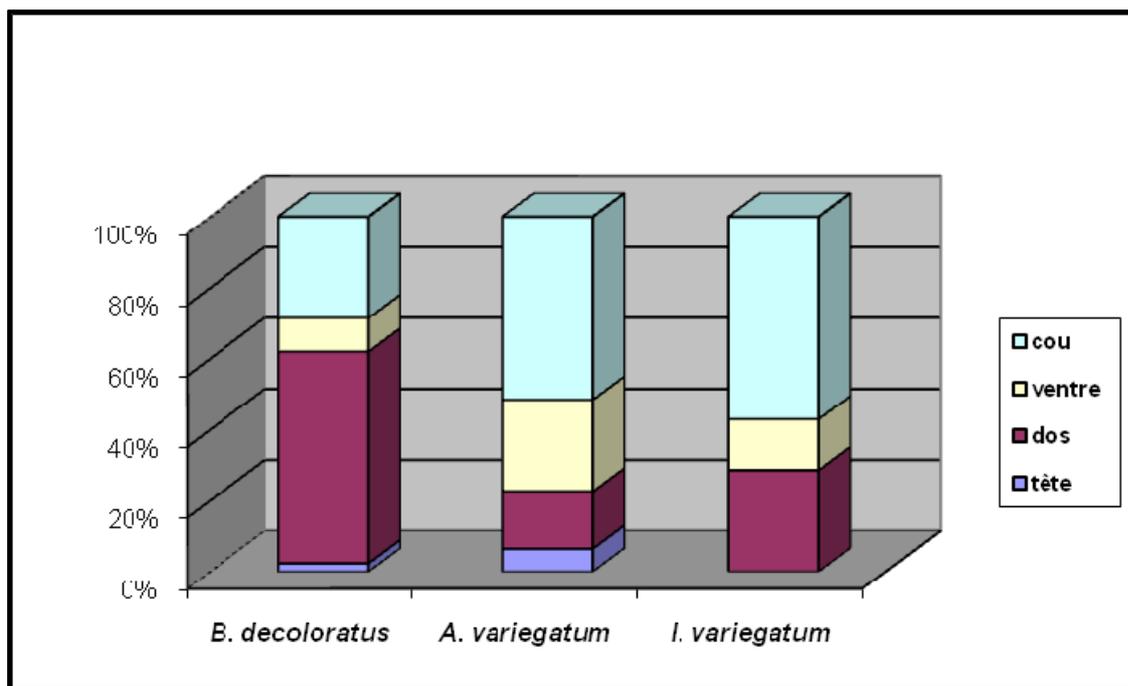


**Figure 44** : Fréquence des ectoparasites chez les aulacodes sauvages

### II.1.3.2- Siège de prédilection des ectoparasites sur l' aulacode sauvage

Nous notons une absence d'*Ixodes sp* sur la tête des aulacodes sauvages ; mais la répartition des tiques en général est inégale sur l'ensemble du corps. En effet, il y a une prédominance des *B. decoloratus* sur le dos (59,52%) que sur la tête (2,38%).

Quant à *A. variegatum*, il est plus abondant sur le cou avec une fréquence de 51,61% et moins représenté sur la tête avec une fréquence de 6,45%. Quant à *Ixodes sp*, sa répartition est de 57,14% sur le cou et 14,29% sur le ventre.

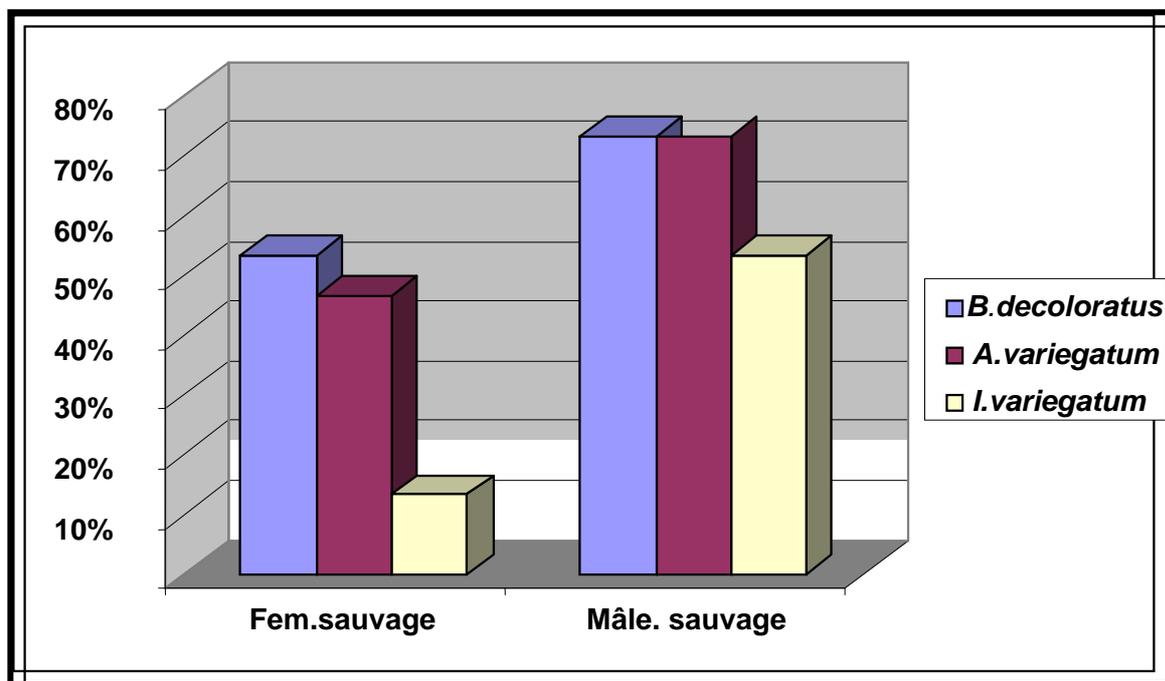


**Figure 45** : Siège de prédilection des ectoparasites sur l'aulacode sauvage

### II.1.3.3- Taux d'infestation en fonction du sexe

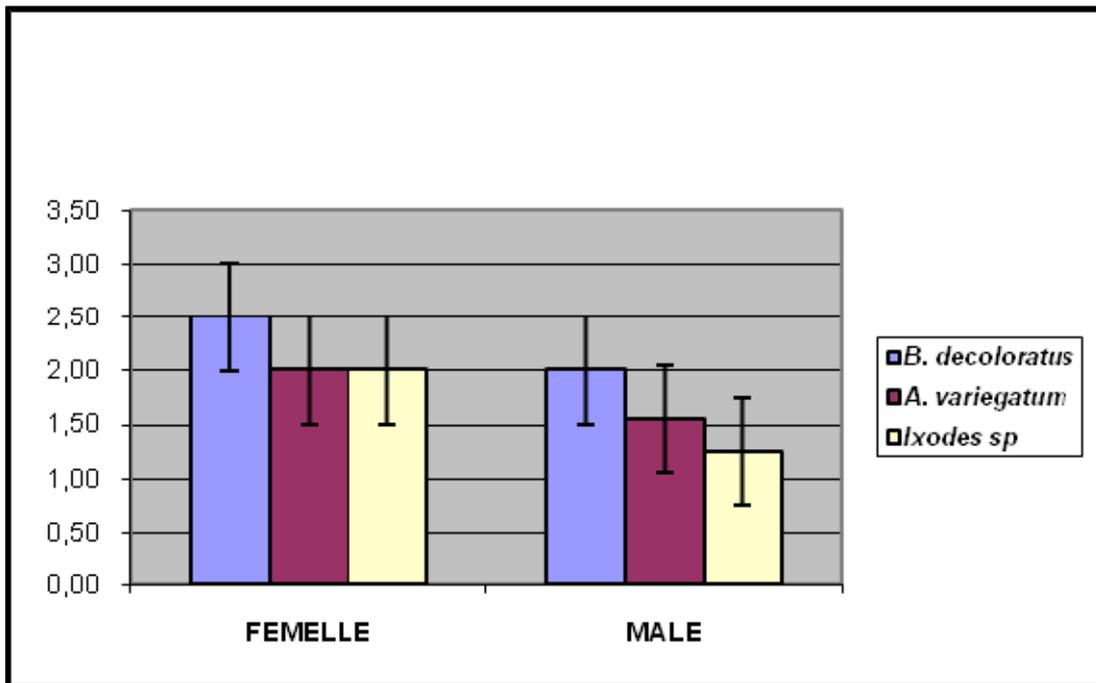
Les mâles sauvages sont plus parasités que les femelles sauvages ; les *B. decoloratus* et les *A. variegatum* sont représentés à 73,33% chez les mâles sauvages alors que chez les femelles sauvages, les proportions sont de 53,33% et 46,67%.

*Ixodes sp* sont, quant à eux à représentés à 53,33% chez les mâles contre 13,33% chez les femelles (figure 46).



**Figure 46** : Taux d'infestation en fonction du sexe

### II.1.3.4- Taux d'infestation moyen en fonction du sexe

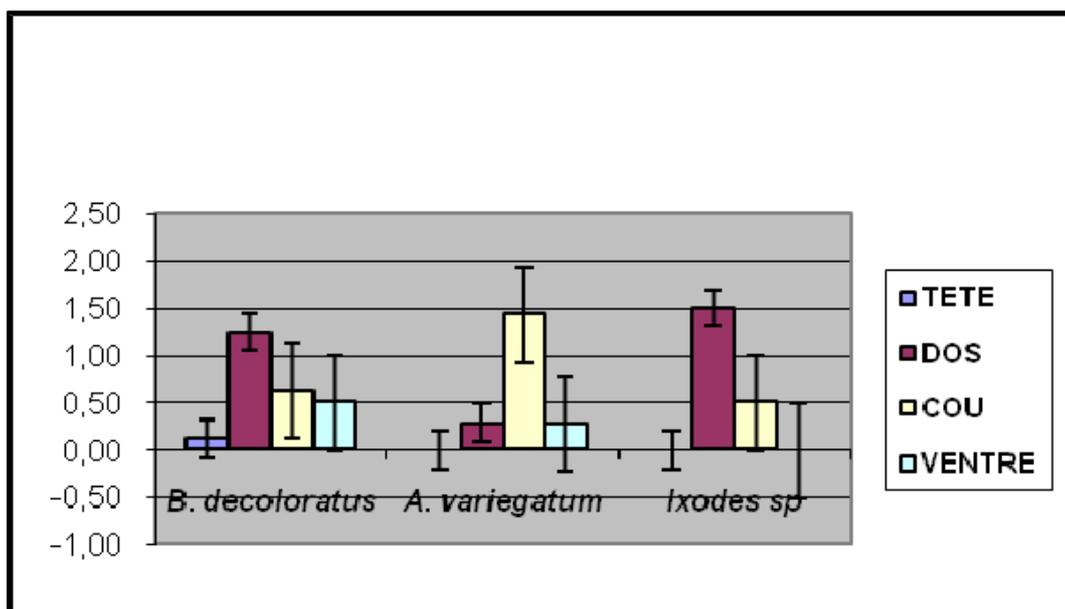


**Figure 47** : Taux d'infestation moyen en fonction du sexe

La différence entre les sexes n'est pas significative car  $P > 0,050$

### II.1.3.5- Taux d'infestation moyen selon le siège de prédilection

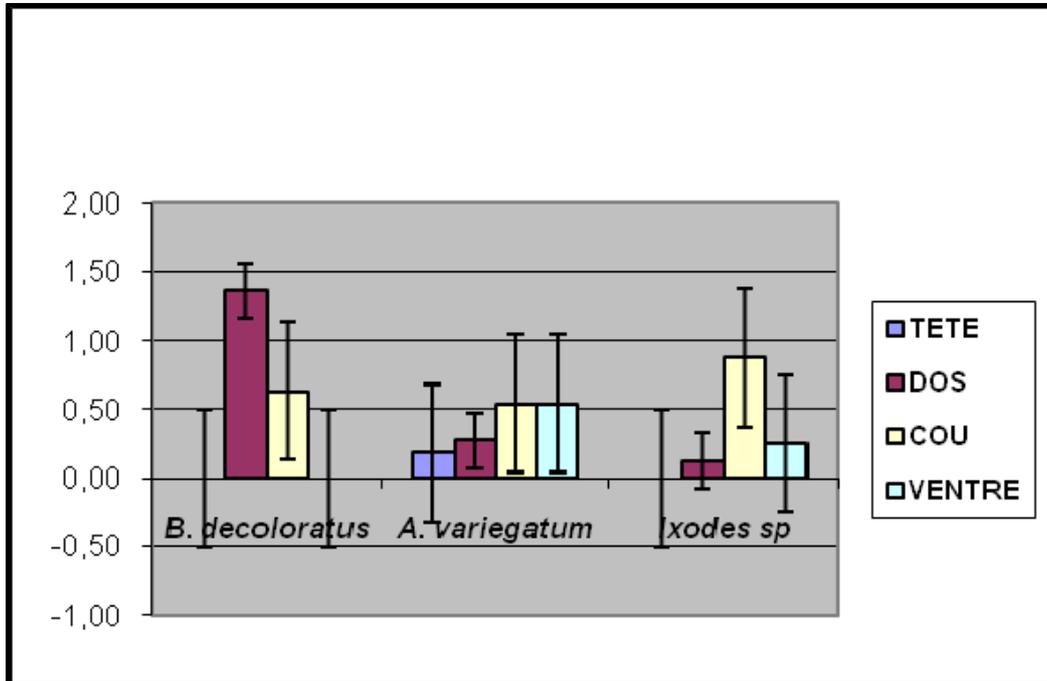
#### II.1.3.5.1- Chez les femelles sauvages



**Figure 48** : Taux d'infestation moyen chez les femelles sauvages

La différence entre les sièges de prédilection n'est pas significative car  $P > 0,05$

### II.1.3.5.2- Chez les mâles sauvages



**Figure 49** : Taux d'infestation moyen chez les mâles sauvages

La différence entre les sites préférentiels n'est pas significative car  $P > 0,05$

## **II.2- Discussion des résultats**

### **II.2.1- Discussion de la méthodologie de travail**

Les prélèvements des différents parasites varient d'un lieu à un autre, compte tenu de la taille de l'échantillon, les conditions de prélèvement et le lieu de prélèvement. Il en est de même pour les différentes méthodes utilisées pour la récolte des parasites.

#### **II.2.1.1- Contraintes financières**

- Les moyens financiers qui devaient être dégagés pour l'exécution de ce travail ont fait défaut. Ce qui a eu pour conséquence une limitation de nos déplacements dans les différents élevages. Il en a été de même pour l'achat des animaux sur pieds pour les autopsies. Pour pouvoir supporter ces coûts, il a fallu se contenter d'acheter le tube digestif de l'aulacode sur les marchés et dans les « maquis » de la ville d'Abidjan.

- Certains éleveurs réclamaient aussi une part financière sous forme de subventions avant l'autorisation de la visite de leur élevage. Car selon eux, les résultats obtenus serviront à obtenir des financements pour nos travaux.

#### **II.2.1.2- Les contraintes techniques**

- Il y a aussi des éleveurs qui n'ont pas donné leur approbation quant à la visite des élevages pour la récolte des crottes et des prélèvements cutanés. Cela s'expliquerait par le fait, que certains étudiants, après avoir effectué ces prélèvements n'ont pas diffusé les résultats obtenus auprès des propriétaires de

ces élevages. Ces refus sont aussi les conséquences des aulacodes morts suite à une manipulation et au stress surtout.

- Il existe aussi le problème d'accès des aulacodicultures car souvent localisées dans des endroits très éloignés et difficiles d'accès. Ce qui ne permet pas des visites fréquentes.

- Il faut aussi mentionner que dans les élevages sélectionnés, les animaux étaient déparasités avant même le prélèvement des crottes alors que cela devrait se faire après pour ne pas biaiser les résultats.

- Il faut aussi noter qu'il n'existe pas une méthode pour différencier les aulacodes sauvages de ceux qui sont élevés en captivité. En effet l'examen ante mortem est difficile à réaliser, ce qui entraîne aussi de nombreuses fraudes sur les marchés. On ne se contentait que de l'examen ante-mortem qui consistait à rechercher les impacts laissés par le piège soit au niveau du cou, soit au niveau d'une patte ou des morsures de chiens de chasse chez les aulacodes sauvages.

### **II.2.2- Discussion sur la coprologie dans les douze (12) élevages**

L'OPG réalisé dans les douze (12) élevages, a donné une prévalence de 100% pour les ookystes de coccidies, 91,66% pour les œufs de *Cooperia*, 58,33% pour les œufs de *Monezia* et 0% pour les œufs de Cestode.

Ces résultats diffèrent avec ceux d'**ADJAHOUTONON, (2005)** qui a obtenu 72,73% de Coccidies, 36,36% de Trichures et 9,09% de Strongles ainsi que ceux de **COULIBALY, (2006)** avec 67% d'ookystes de Coccidies, 43% d'œufs de Strongles et 28% de Cestodes sans pour autant citer les œufs de Trichures. Ces résultats diffèrent également de ceux obtenus lors de la réhabilitation des aulacodicultures pilotes de l'Est de la Côte d'Ivoire dans le cadre d'un diagnostic en santé animale (**LANADA, 2000 et 2004**).

Ce diagnostic a révélé une prédominance des Protozoaires (les coccidies) et les Cestodes (les ténias). Des Nématodes du genre *Graphidium strigosum*, *Trichostrongylus*, *Strongylus* ont été décelés suite à des examens effectués à partir des crottes. Ces Nématodes sévissent dans les élevages surtout pendant les saisons des pluies (**FANTODJI et SORO, 2004**). Selon **PRAAG, (2004)** l'existence du *Graphidium strigosum* dans les résultats sur ses travaux a été prouvée sur les lagomorphes en l'occurrence le lapin.

Mais toujours est il que les ookystes de coccidies sont prédominants et les Œufs de Cestode minoritaires. L'infestation par les coccidies semble débiter lorsque les règles d'hygiène ne sont pas suivies dans les bâtiments d'élevage ; dans ce cas le taux d'infestation augmente comme l'a souligné **TAMEGNON, (2001)**. Les coccidies sévissent toute l'année en région tropicale.

En effet, au Sud de la Côte d'Ivoire, on a une abondance de points d'eau et de richesses végétales. Le problème est surtout écologique car ces zones sont favorables à la pullulation des parasites. Ainsi les températures extérieures permettent la sporulation des ookystes : humidité excessive, défaut de ventilation, surpeuplement des locaux, qualité de l'alimentation (**BODJI ; M'BARI ; ALLOU et al, 2007**). L'infestation par les coccidies a été observée chez les Lagomorphes (les lapins), surtout par Les *Eimeria cuniculi* qui d'ailleurs sont les principaux parasites de cette espèce (**BIAGINI, 2006**). Il en est également pour **OWEN, (1992)** qui a prouvé l'existence d'une coccidiose intestinale causée par *Eimeria spp* et une coccidiose hépatique dont l'agent étiologique est *Eimeria stiedai*.

Cette infestation par ces œufs de parasites, malgré l'utilisation d'antiparasitaires dans les élevages peut s'expliquer par la présence de parasites gastro-intestinaux au stade L 3 dans le fourrage (**BODJI ; M'BARI ; ALLOU et al ,2007**), qui ont

justifié la contamination des fourrages destinés aux bovins, moutons et chèvres par des larves L2 et L3 de *Trichostrongylus spp*, *Heamonchus spp*. La présence de larves infestantes (stade L3) sur le pâturage dépend des facteurs climatiques, de la température et de l'humidité (pluviométrie). L'infestation est plus importante quand les précipitations sont abondantes.

## **II.2.3- Discussion sur les résultats de l'autopsie helminthologique**

### **II.2.3.1- Discussion sur la coprologie de l'autopsie**

#### **II.2.3.1.1- Site de prédilection des œufs dans le tube digestif**

Les principaux œufs recueillis, ont été tous prélevés dans le duodénum des aulacodes qu'ils soient captifs ou sauvages. Les autres portions du tube digestif à savoir le rectum, le colon, le caecum, l'iléon, le jéjunum, l'estomac, l'œsophage et le foie n'hébergent pas d'œufs de parasites.

#### **II.2.3.1.2- Principaux œufs recueillis**

Les principaux œufs observés par la coprologie, se composent essentiellement de quatre principales classes qui sont : la classe des Cestodes, la classe des Nématodes et celle des Protozoaires. Ces classes ont les genres et les espèces suivant : *Monezia benedeni*, *Trichuris muris*, *Cooperia pectianta*, *Cooperia punctata* et *Eimeria perforens*.

En plus de ces œufs, nous avons *Eimeria cuniculi* et *Eimeria dysenteria* cités par **TONDJI, AKOMEDI et AKPONA (1992)**, sans pour autant oublier *Trichomonas caviae* évoqué par **LAWANI, (1989)** et **FANTODJI et SORO,**

(2004). **SCHRAGE et YEWADAN, (1995)**, ont cependant cité des Cestodes de la famille des *Teniidae*, *Hymenolepidiae* et *Anoplocephalidae*.

Ces œufs sont répartis de manière inégale : les œufs d'*Eimeria perforens* sont représentés à 81,63% donc majoritaires ; les œufs de *Monezia benedeni* à 7,81% ; les œufs de *Cooperia pectinata* à 6,12% ; les œufs de *Trichuris muris* à 4,43% et les œufs de *Cooperia punctata* qui sont absents.

#### **II.2.3.1.3- Sur le taux d'infestation en fonction de l'origine**

Les aulacodes sauvages sont infectés à 80,77% alors que ceux des élevages à 19,23% avec une répartition inégale des œufs. Nous avons donc une prédominance d'*Eimeria perforens* (Coccidies) aussi bien chez les sauvages (68,53%) que chez les captifs (13,10%).

Nous avons néanmoins noté une absence de *Cooperia punctata* chez les sauvages ainsi que les captifs. Les Œufs de *Monezia benedeni* sont prédominants chez les aulacodes d'élevage à 5,07% sans toute fois noter une absence de *Cooperia pectinata* chez les captifs.

#### **II.2.3.1.4- Taux d'infestation en fonction du sexe**

Les femelles qu'elles soient sauvages ou d'élevage hébergent 56,92% des œufs de parasites contre 43,08% chez les mâles. La distribution de ces œufs de parasites chez les aulacodes varie cependant car nous avons une prédominance des œufs de *Trichuris muris* à 63,49% et de *Monezia benedeni* à 66,77% chez les males alors que chez les femelles une prédominance des œufs de *Cooperia pectinata* à hauteur de 90,80% et des œufs d'*Eimeria perforens* à 57,75%.

### **II.2.3.1.5- Taux d'infestation en fonction du sexe et de l'origine**

Les femelles sauvages hébergent 87,24% des œufs de parasites contre 72,22% chez les mâles sauvages. Ceci peut s'expliquer par une consommation accrue de fourrage compte tenu souvent de l'état physiologique (état de gestation) de ces femelles. Mais toujours est-il que la consommation des mâles est supérieure à celle des femelles du fait du poids moyen qui est de 4 à 5 kg avec un GMQ de 13g/j contre 3 kg chez les femelles avec un GMQ de 12g/j (aulacode sub-adulte et adulte). Mais ce GMQ augmente chez les jeunes aulacodes avec des valeurs de 29g/j chez les mâles et 16g/j pour les femelles (**FANTODJI et SORO, 2004**).

Les œufs de *Trichuris muris* sont massivement représentés chez les femelles sauvages à 91,30% contre 67,50% chez les mâles sauvages. Les œufs de *Cooperia punctata* sont aussi présents chez les femelles que chez les mâles.

Quant aux aulacodes d'élevages, il y a une infestation importante chez les mâles (27,78%) que chez les femelles (12,76%) ; ceci peut s'expliquer par le fait que dans les élevages une attention particulière est accordée aux femelles qu'aux mâles car ces derniers sont généralement destinés à la commercialisation alors que les femelles utilisées pour la reproduction. Nous avons aussi une prédominance des œufs de *Monezia benedeni*, qu'on soit chez les mâles ou chez les femelles mais de façon inégale : chez les mâles à hauteur de 75,68%, chez les femelles à 43,24%.

Tous ces auteurs cités plus haut n'ont fait que citer les œufs de parasites sans pour autant signaler les différentes fréquences de ces œufs de parasites. Cela ne nous permet pas de discuter de manière pertinente les résultats obtenus.

### **II.2.3.2- Sur les principaux parasites adultes recueillis**

Les parasites recueillis sont essentiellement les *Trichuris muris*, les *C. pectinata* et *C. punctata*, les *M. benedeni* et *B. trigonocephala*.

#### **II.2.3.2.1- Caractéristiques des *Monezia benedeni***

Elles sont voisines de celles de *Monezia expansa* ; c'est un cestode qui mesure 50- 4m sur 1,5 à 2cm chez les bovins. Le scolex volumineux (0,8-1mm de diamètre) porte 4 ventouses de 300 $\mu$  à ouverture circulaire. Les glandes interpoglotidiennes sont diffuses à disposition linéaire le long du bord postérieur du segment constituant ainsi une bande dans la partie médiane de celui-ci. Les testicules de (400 à 600) sont disposés en champs unique. La poche mesure 280\*100 $\mu$ . Les œufs ont une forme et une taille très voisine de celle de *M.expansa* (**GRABER et PERROTIN, 1996**).

#### **II.2.3.2.2- Cycle de *Monezia benedeni***

Ce cestode évolue également par l'intermédiaire d'oribates appartenant aux familles des *Galumnidés*, des *Schéloribatidaés* et de *Notaspiditaés*. Le cysticercoïde est formé en 45 - 60 jours, mais le développement est retardé ( 24 semaines) si la température s'abaisse, (**GRABER et PERROTIN, 1996**).

### **II.2.3.3- Sur le siège de prédilection des parasites**

Les parasites n'ont pas été observés au niveau de l'œsophage, l'estomac, le duodénum, le caecum, et le rectum, mais les autres portions comme le jéjunum, l'iléon, le colon et le foie hébergent les parasites.

#### **II.2.3.4- Distribution des parasites adultes dans l'appareil digestif**

Le jéjunum 11,02% des parasites ; l'iléon 1,27% des parasites ; le colon 45,13% et le foie 42,58% des parasites. Le colon héberge la totalité de *Cooperia punctata*.

Les *B. trigonocephalum* sont uniquement localisés au niveau du foie, alors que des cysticerques de l'espèce *Taenia pisiformis* sont parfois détectés au niveau du foie ; au niveau du tube digestif, les protozoaires parasites sont très nombreux surtout dans le caecum où ils prolifèrent (**FANTODJI et SORO, 2004**).

Habituellement, *B. trigonocephalum* est un parasite du tube digestif. En effet, *Bunostomum* est un strongle rencontré dans le jéjunum des petits ruminants, exceptionnellement chez les zébus et les dromadaires (**GRABER et PERROTIN, 1996 ; KAUFFMAN, 1996**). La localisation hépatique de ce strongle est donc non conventionnelle. Sa présence dans le foie reste une équation à élucider car aucune publication ne fait état de leur localisation dans cet organe.

#### **II.2.3.5- Discussion sur la fréquence des parasites adultes**

Les *Trichuris muris* représentent 40,47% de l'ensemble des parasites contre 42,58% pour *B. trigonocephalum*, 7,63% pour *Cooperia pectinata*, 4,87% pour *Monezia benedeni* et 4,45% pour *C. punctata*.

Nous constatons donc une prédominance de *T. muris* et de *B. trigonocephalum*. En plus de ces parasites, nous avons aussi comme Cestodes les genres *Hymenolepsi* et *Taenia* ; des cysticerques de l'espèce *Taenia pisiformis* cités par **FANTODJI et SORO, (2004)**. Les travaux de **KANKAM ; ADU ;**

**AWUMBILA, (2006)**, ont révélé la présence de 14 espèces d'helminthes dont 12 nématodes et 2 cestodes. *Trichuris muris* était le nématode le plus commun, tandis que *Hepatocola hepatica* le nématode le moins observé.

Ils ont par ailleurs cité 3 genres de protozoaire tels que *Eimeria spp* que nous avons aussi observé mais *Trichomonas spp* et *Giardia spp* que nous n'avons pas évoqué. Mais ces deux derniers ont été rapportés pour la première fois sur l'aulacode lors de ces travaux de ces trois auteurs.

Nous avons aussi les *Monezia benedeni* qui affectent d'autres mammifères comme les buffles, les bœufs, les zébus, les moutons, les chèvres, les dromadaires et les ruminants sauvages ; ils sont fréquents en zone sèche à faible pluviométrie. *Cooperia pectinata* affectent aussi les buffles, les bœufs, les zébus mais plus rarement les moutons et diverses antilopes. *Cooperia punctata* affecte les bœufs, les zébus, les moutons et plus rarement les antilopes.

Quant aux *Bunostomum trigonocephalum*, ils affectent les moutons et les chèvres mais exception est faite aux zébus et aux dromadaires. Ils sont cosmopolites et fréquents dans les zones tropicales humides (**GRABER et PERROTIN, 1996 ; KAUFFMAN, 1996**). Leur présence dans le foie reste, comme nous l'avons souligné plus haut, une équation à élucider.

**GRABER et PERROTIN, (1996)** ont confirmé la présence de *C. pectinata* et *C. punctata* dans l'intestin grêle des buffles, des bœufs, des zébus et souvent chez les moutons, alors que ces deux parasites sont localisés au niveau du jéjunum, l'iléon et le colon des aulacodes.

### **II.2.3.6- Répartition des parasites adultes en fonction de l'origine**

Les aulacodes sauvages sont les plus parasités avec une présence de tous les parasites mais à des proportions différentes : les *B. trigonocephalum* à 44,57%, les *T. muris* à 40,80%, les *C. pectinata* à 7,98%, les *C. punctata* à 4,66% et enfin les *M. benedeni* à 2,00% ; tandis que chez les aulacodes d'élevage, il ya une absence de *C. pectinata*, *C. punctata* et de *B. trigonocephalum* ; mais avec une présence massive de *M. benedeni* à 66,67% et aussi les *T. muris* 33,33%.

Donc on a pu observer les *B. trigonocephalum*, les *C. pectinata* et les *C. punctata* uniquement chez les aulacodes sauvages, alors qu'ils sont absents chez les aulacodes d'élevage avec une prédominance des *M. benedeni*.

### **II.2.3.7- Taux d'infestation en fonction des sexes**

Tous les mâles n'hébergent aucun *C. punctata*. Il ya une prédominance des *T. muris* à 54,35% alors que chez les femelles nous avons les *B. trigonocephalum* qui sont prédominants à hauteur de 48,26% ; mais toujours est il que les mâles hébergent plus de parasites que les femelles car ils sont moins suivis et destinés à la commercialisation.

### **II.2.3.8- Taux d'infestation moyen des aulacodes de sexe femelle**

Le niveau d'infestation moyen chez les femelles sauvages est de 37,01% avec une répartition variable des parasites ; alors que chez les femelles d'élevages, le niveau moyen est de 3,00%. Cela confirme encor cette infestation massive des femelles sauvages qui sont livrées à elles mêmes, alors que celles des élevages sont bien suivies.

### **II.2.3.9- Taux d'infestation moyen des aulacodes de sexe mâle**

Le niveau d'infestation moyen chez les mâles sauvages est de 44,95%, à cause de leur liberté dans la nature, alors que chez ceux des élevages, le niveau moyen d'infestation est de 2,78%. Ce qui est même normal compte tenu des règles d'hygiène souvent appliquées dans les élevages.

En définitif, ces affections parasitaires observées telles que les Coccidioses, les Cestodoses et les Nématodoses se manifestent pendant les saisons pluvieuses. Les symptômes observés sont des diarrhées, l'amaigrissement des aulacodes et une inappétence.

Les lésions sont des lésions d'entérites, des typhlites pour les coccidioses ; la présence de vers plats dans le jéjunum et le colon ; et enfin la présence de vers ronds dans la lumière de l'intestin grêle quant il s'agit des Nématodoses.

### **II.2.4- Discussion sur les résultats des ectoparasites**

#### **II.2.4.1- Discussion sur les principales tiques identifiées**

Les principales tiques identifiées sur les aulacodes sauvages sont les tiques dont le genre *Boophilus* avec l'espèce *Boophilus decoloratus*, le genre *Amblyomma* avec l'espèce *Amblyomma variegatum* et le genre *Ixodes* avec l'espèce *Ixodes sp.* Ces tiques ont été identifiées à l'aide d'une clé d'identification entomologique, (**WALKER ; BOUATTOUR ; CAMICAS *et al*, 1996**). Ces ectoparasites sont représentés de manière inégale : nous avons *B.decoloratus* qui renferment 48,27% de l'ensemble des parasites, *A.variegatum* 35,63% et *Ixodes sp* 16,09%.

En effet certains auteurs comme **CAMPBELL et al (1978)**, **FAIN et SEGERMANI, (1978)** ont décrits *Ixodes ratus*, *Rhipicephalus simpsoni* mais aussi des gales de la famille des Psoroptidés et des Epidermoptides dont l'espèce *Epidermoptes microlichus*. Même si les tiques parasitent les aulacodes sauvages il est rare que d'autres aulacodes d'élevage soient parasités, (**SCHRAGE et YEWADAN, 1995**). Mais il existerait en plus des tiques, la présence de gales et de poux dans le pelage des aulacodes sauvages, (**BIAGINI, 2006**).

En Afrique tropicale, les principales tiques qui parasitent les ruminants appartiennent à la *F. Ambyommidae*, qui comporte 13 genres dont *Amblyomma*, *Boophilus*, *Rhipicephalus* qu'on retrouve aussi chez les aulacodes sauvages et *Hyalomma* qui est absent chez ces derniers. Un très grand nombre de tiques existent parmi les genres *Ixodes sp*, *Haemaphysalis sp*, *Rhipicephalus sp*, *Dermacentor sp* chez les lapins. **OWEN, en 1992**, a observé des *Psoroptes sp* surtout *Psoroptes cuniculi* chez le lapin ; il en est de même pour **BOUCHER et NOUAÏLE en 1996** ainsi que **COUDERT en 2006**. Ils ont également observé comme agent étiologique de la gale des oreilles des lapins ou otacariose un *Psoroptes sp*, très fréquent à l'origine de troubles de comportement. Le parasite responsable est un acarien : *Psoroptes cuniculi*.

Tous les aulacodes d'élevage utilisés pour la recherche des parasites externes ne possèdent pas de tiques mais plutôt des fourmis magnans, retrouvés dans le pelage, à la base des poils et ceux retrouvés morts dans les aulacoderies. Cette présence de fourmis magnans dans le pelage des aulacodes captifs vient confirmer les résultats de **FANTODJI et SORO, (2004)**.

#### **II.2.4.2- Discussion sur le site de fixation et la distribution des tiques**

Les sites de fixation préférentiels des tiques sont : la tête, le ventre, le cou et le dos. Les tiques sont réparties de façon inégales sur ces régions du corps : la tête n'héberge pas d'*Ixodes sp* alors que les autres parasites sont présents avec une prédominance d'*A. variegatum* à 66,67% ; il y a une prédominance des *B. decoloratus* sur le dos à hauteur de 73,53% ; *A. variegatum* est le plus représenté sur le ventre à 57,14% et à 44,44% sur le cou. *A. variegatum* est prédominant sur la tête des aulacodes, alors que cette même tique qui se retrouve chez les bovins est fréquemment localisée au niveau des zones déclives (anus, inguinale, ventre, aisselle, fanion, tête, pattes). Sur la tête, les oreilles et le nez, il y aurait une prédominance de la gale sarcoptique et sur le flanc la gale psoroptique, (YAPI, 2007).

Chez le lapin, *Psoroptes cuniculi* peut s'étendre sur la base des oreilles, du cou et de la tête, (BOUCHER et NOUAILLE L, 1996).

#### **II.2.4.3- Discussion sur la répartition des tiques en fonction des sexes**

##### **II.2.4.3.1- Chez les mâles**

Seul *A. variegatum* est présent sur la tête des mâles à hauteur de 11,76%, les deux autres *B. decoloratus* et *Ixodes sp* sont absents. Il y a une prédominance de *B. decoloratus* sur le dos à 68,18%, une répartition inégale d'*A. variegatum* (35,29%) et d'*Ixodes sp* (20%). Le cou héberge *A. variegatum* (35,29%) et *I. sp* (20%) avec absence de *B. decoloratus* ; et prédominance de *Ixodes sp* à 70%.

#### **II.2.4.3.2- Chez les femelles**

La tête n'héberge pas d'*A. variegatum* et d'*Ixodes sp*, seul *B. decoloratus* y est représenté à 5% ; sur le dos les tiques les plus représentées sont *I.variegatum* (75%) et *B. decoloratus* (50%), une absence de *Ixodes sp* sur le ventre. Sur le cou, il ya prédominance de *A. variegatum* à 71,43%.

En somme les mâles sauvages dans l'ensemble sont plus parasités par tiques que les femelles sauvages mais avec une prédominance de *B. decoloratus* (73,33%) et *A. variegatum* (73,33%) ; alors que chez les femelles *B. decoloratus* est le plus représenté (53,33%). Il ya autant de *B. decoloratus* que d'*Ixodes sp*..

#### **II.2.4.4- Taux d'infestation moyen en fonction du sexe et des sites de fixation**

*B. decoloratus* et *Ixodes sp* ont préférentiellement comme site de fixation le dos et une distribution moyenne sur le cou tandis que *A. variegatum* a une affinité pour le cou chez les femelles sauvages. Chez les mâles sauvages, la distribution est plus importante sur le dos pour *B. decoloratus*, ensuite le cou qui héberge les trois espèces des tiques et enfin le ventre avec une répartition de *A. variegatum* et *Ixodes sp*. La tête abrite moins de parasites.

## **Recommandations**

### **a- Recommandations faites à l'Etat et aux différentes structures de développement**

Les structures aussi bien étatiques que privées de recherche et de promotion de la filière aulacodivole en Côte d'Ivoire devraient :

- Organiser la formation, le recyclage des aulacodivculteurs et leur apporter un appui technique surtout en ce qui concerne l'hygiène de l'élevage, tout en mettant un accent particulier sur la désinfection.
- Prévoir des subventions ou mettre en place un système d'emprunt destiné à la construction des aulacodiveries. Cela pourrait favoriser un engouement de la part d'autres éleveurs et même si possible susciter la construction d'aulacodiveries modernes. Cela entraînerait un véritable décollage de ce secteur qui est en plein essor.
- Informer les aulacodivculteurs sur les fréquentes pathologies rencontrées dans les aulacodiveries par les services de la santé animale.
- Organiser des ateliers d'échanges afin de pouvoir échanger des informations sur les expériences acquises par certains aulacodivculteurs.
- Encourager l'élevage des aulacodes, cela permettrait de lutter contre le braconnage, les feux de brousse et la déforestation.

### **b- Recommandations faites aux éleveurs d'aulacodes**

Pour améliorer la conduite de leurs élevages, accroître leurs gains et de façon générale de contribuer au développement de l'aulacodivculture en Côte d'Ivoire, il est préconisé aux aulacodivculteurs de :

- Se regrouper en coopérative ou en groupement d'éleveurs, cela suppose la création d'un siège national des aulacodiculteurs et une meilleure organisation dans la filière.
- Faire correctement l'inspection du cheptel et des installations aulacodicoles; la forme des crottes est un outil précieux lors de l'inspection du cheptel car elle permet d'apprécier la digestibilité alimentaire et de prévenir des troubles digestifs.
- Pratiquer deux (2) fois par mois, voire plus la désinfection des enclos et du matériel d'élevage surtout pendant la saison pluvieuse ou nous observons une pullulation des parasites.
- Respecter aussi les règles d'hygiène dans l'élevage en nettoyant quotidiennement les cages et les enclos, surtout les abreuvoirs et les mangeoires.
- Pratiquer systématiquement la quarantaine pour tout aulacode nouvellement introduit dans l'élevage, et particulièrement pour les aulacodes sauvages apprivoisés.
- Eviter le surpeuplement qui constitue un grand facteur de mortalité, avoir un bâtiment d'élevage aéré ; et de solliciter de façon précoce l'expertise des agents de l'élevage ou des vétérinaires dès les premiers cas de mortalité.
- De créer des champs fourragers et d'encourager la transformation du fourrage en granulés de fourrage pour l'amélioration de l'alimentation des aulacodes.
- Eviter les erreurs d'alimentation en évitant aussi la cueillette du fourrage dans les lieux insalubres ou du fourrage très jeune ou après une pluie torrentielle.
- Eviter aussi de donner un aliment souillé mais plutôt un aliment de qualité et en quantité suffisante.
- Ne pas oublier l'entreposage et la conservation du fourrage, le sécher avant la distribution (demi-journée) car l'humidité favorise aussi certaines pathologies.
- Se procurer, pour ceux qui n'en ont pas encore, un cahier de suivi d'élevage rempli régulièrement avec diligence.

- La prophylaxie sanitaire exige l'utilisation d'anticoccidiens et d'anti – parasitaires à l'approche des saisons des pluies : à J0 et J15 tous les quatre mois, il faudrait utiliser des déparasitants en fonction du type de parasites sévissant dans la région et du site d'implantation de l'élevage.
- D'exiger la coprologie pour évaluer le niveau d'infestation de leurs élevages (la hausse ou la baisse).

### **c- Recommandations faites aux consommateurs d'aulacodes**

- Il faudrait vider complètement le contenu des intestins pour les consommateurs de viscères car c'est le lieu de prédilection des parasites.
- Eviter aussi d'utiliser le contenu des intestins pour assaisonner les repas.
- Faire bien cuire la viande d'aulacode avant la consommation.

## **CONCLUSION GENERALE :**

L'aulacodiculture est un modèle d'élevage d'espèces animales non conventionnelles pour l'exploitation rationnelle de la faune sauvage en Afrique au Sud du Sahara. L'aulacode est un animal dont la chair est très appréciée et beaucoup consommée en Côte d'Ivoire car ne faisant pas parti des interdits religieux. Son élevage, au delà de sa rentabilité financière, vient pallier à cet énorme déficit en protéine animale, mais aussi réduit le braconnage, la déforestation due aux feux de végétation, et à améliorer la gestion durable des ressources fauniques.

Avec la volonté politique, il y a eu la vulgarisation et la diffusion de cette activité en zone rurale, urbaine et périurbaine avec l'installation de plus d'une centaine d'aulacodiculteurs.

Notre travail qui s'inscrit dans cette logique de contribuer à l'amélioration des conditions d'élevage de cette espèce, s'est appesanti sur la recherche de parasites chez l'aulacode (*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK, 1827) du district d'Abidjan en Côte d'Ivoire.

Des analyses coprologiques ont été ainsi effectuées sur des aulacodes de 12 élevages, des autopsies ont été réalisées sur 60 aulacodes dont 30 aulacodes d'élevage et 30 autres sauvages achetés sur les marchés d'Abidjan. Des recherches d'ectoparasites ont également été effectuées.

Ces observations nous ont révélé de la présence des ookystes de Coccidies, des œufs de Cestodes et de Nématodes. Parmi les ookystes de coccidies, seules les espèces *Eimeria perforens*, *Cooperia pectinata*, *Monezia benedeni* et enfin de *Trichuris muris* ont été identifiées. Tous ces œufs ont un site préférentiel qui est le duodénum. Ces œufs sont répartis de manière inégale : les œufs d'*Eimeria perforens* sont représentés à 81,63% donc majoritaires, les œufs de *Monezia benedeni* à 7,81% ; les œufs de *Cooperia pectinata* à 6,12% et enfin les œufs de *Trichuris muris* à 4,43%. Dans les élevages, les ookystes de coccidies ont une

prévalence de 100%, quant à *Cooperia (pectinata et punctata)* et *Monezia benedeni*, les prévalences sont respectivement 91,66% et 58,33%.

La prévalence des œufs de *Trichuris muris* est nulle.

On note cependant l'absence des œufs de Cestodes; il ya donc une prédominance des ookystes de coccidies.

Les aulacodes sauvages ont un taux de d'infestation qui s'élève à 80,77% contre un taux de 19,23% chez les aulacodes des élevages.

L'autopsie helminthologique nous a révélé la présence de parasites adultes tels que : *T. muris* avec une fréquence de 42,31%, celle de *M. benedeni* est de 30,77% et *C. pectinata* 26,92% qui sont répartis au niveau du jéjunum, de l'iléon du colon et enfin 100% de *B. trigonocephalum* qui siègent uniquement au niveau du foie.

Le taux d'infestation moyen chez les aulacodes sauvages mâles est de 44,95% alors qu'il est de 2,78% chez les mâles d'élevage ; tandis que ce taux chez les femelles sauvages est de 37,01% contre 3% chez les femelles d'élevage.

Ces parasites surviennent généralement, lorsque les mesures d'hygiène ne sont pas respectées scrupuleusement dans les élevages et surtout pendant les saisons pluvieuses.

Quant aux parasites externes, l'examen à la loupe et au microscope photonique a révélé la présence de tiques, uniquement dans le pelage des aulacodes sauvages. Ces tiques sont : *Boophilus decoloratus*, *Amblyomma variegatum* et *Ixodes sp* avec une prédominance de *B. decoloratus* à 48,24%. Les sites de prédilection de ces tiques sont : la tête qui héberge 66,67% des *A. variegatum*, le dos 73,53% de *B. decoloratus*, et toujours *A. variegatum* qui a une prévalence de 57,14% sur le ventre et de 44,44% sur le cou.

Quant aux aulacodes d'élevage, ils ne possèdent pas de tiques dans le pelage mais plutôt des fourmis magnans.

En somme il convient de dire que les aulacodes sauvages sont plus parasités que les aulacodes des élevages. Face à cela, il est recommandé aux éleveurs de bien appliquer les différents programmes de prophylaxie sanitaire en fonction des climats et des saisons pluvieuses.

Au terme de notre étude, il serait souhaitable d'envisager une étude plus étendue à toute la Côte d'Ivoire en cette fois-ci réalisant des travaux sur les hémoparasites. Il conviendrait également de réaliser des travaux sur les autres volets sanitaires tels que la bactériologie et la virologie.

## **BIBLIOGRAPHIE**

- 1. ADJAHOUTONON. K., 2005 :** Evaluation des performances de production et de l'état sanitaire des élevages d'aulacodes installés dans les départements de l'Oueme et du plateau au Sud-Est du Bénin (5) : 102
- 2. ABUL L.E.S et AKOMEDI T.C., 1986 :** Quelques données sur la pathologie de l'aulacode en captivité étroite. Rapport d'activité.-Godomey (Benin) : PBAA.
- 3. ADJANOHOUN E., 1988 :** Contribution au développement de l'élevage de l'aulacode (*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK, 1827) et à l'étude de sa reproduction. Thèse : Méd.vét : Alfort ; 111
- 4. ADJANOHOUN E. ,1992:** Le cycle sexuel et la reproduction de l'aulacode (*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK, 1827). *Mammalia*, **56**, (1) : 109-119.
- 5. ADJANOHOUN E., 1992 :** Quelques aspects du cycle sexuel de l'aulacode (*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK, 1827) et leurs conséquences pratiques sur la conduite de l'élevage. (111-117) In : Actes 1ère conférence internationale sur l'aulacodiculture du 17 au 19 février 1992 à Cotonou — BENIN.
- 6. ADOUN C., 1992 :** Place de l'aulacode (*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK, 1827) dans le règne animal et sa répartition géographique (35-40) In : Actes, 1ère conférence internationale sur l'aulacodiculture du 17 au 19 février 1992 à Cotonou — BENIN.
- 7. AKOMEDI T.C., 1988 :** Aperçu sur la pathologie de l'aulacode. *Rev. Int. Pour la conservation de la Nature en Afrique* **4**(4) : 29-37
- 8. AUDOU A. K., 1987 :** Connaissances actuelles sur la pathologie de l'aulacode en captivité dans les aulacodicultures. Mémoire de fin d'étude : CPU/UNB/Bénin.
- 9. AMANY. K. J., 1978 :** La technique de récolte des crottes comme méthodes d'estimation des biomasses d'aulacode *Thryonomys swinderianus* TEMMINCK, 1827 (Rongeur hystricomorphe). *Ann. Université. Abidjan (Côte d'Ivoire) Sér. E*(XI): 89.

- 10. AMOUSSOU. B. K., 2007** : Ectoparasitisme et parasitisme helminthique du poulet local dans le Sud du Benin ; les départements de l'Atlantique, du littoral, de l'OUEME et du plateau : Thèse : Méd.Vét : Dakar ; 11
- 11. ASSI ASSI A., 2004** : Technique de diagnostic de strongles dans les fèces et caractérisation Mémoire de fin d'études : BTS option élevage : Abidjan (école d'élevage).
- 12. Atchade S. C., 1980** : Contribution au développement de l'élevage en Captivité de l'aulacode en République Populaire du Bénin. Thèse : Méd. Vét. : Dakar ; 7
- 13. BIAGINI F. ; 2006** : Synthèse bibliographique ; petit et mini élevage dans le monde : principales espèces d'intérêt. -31p.
- 14. BODJI N.C ; M'BARI K.B ; ALLOU K.V et al. , 2007** : Problématique de l'alimentation animale en CI : identification et gestion des risques (42) : In : document de travail ; atelier sur la sécurité sanitaire pour animaux et protection des consommateurs du 10-12 décembre 2007.
- 15. BOUCHER S. et NOUAILLE L., 1996** : manuel pratique des maladies des lapins.- Paris : Editions France agricole.-256p
- 16. HOUSSOU K.H., 2003**: Elevage d'aulacode (*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK, 1827) en milieu rural: cas de la ferme d'ACHEREMOU II (Taabo, Côte d'Ivoire) : Mémoire de DEA : Biologie et productions animales : Abidjan (Université d'Abobo-Adjamé).
- 17. KODJO A.B. ,1995** : Typologie des élevages pilotes d'aulacodes. Etudes préliminaires : PPE/GTZ.-51p.
- 18. CODJIA J.T.C. et Heymans J.C. ; 1988**: Problématique liée à l'utilisation du gibier et écoéthiologie de quelques rongeurs consommés au Bénin. *Nature et Faune*, 4, (4) : 4 - 16.
- 19. COTE D'IVOIRE – Ministère de l'agriculture et des ressources animales, 1997** : structures agricoles et ressources animales en cote d'ivoire.- Abidjan : Ed.TPC.-321p

- 20. COTE D'IVOIRE- Ministère de l'agriculture et des ressources animales, 1999 :** structures agricoles et ressources animales en Cote d'Ivoire.- Abidjan : Ed. TPC.-321p.
- 21. COTE D'IVOIRE- Ministère de l'agriculture et des ressources animales, [s.d.] :** Quelle politique pour la promotion de l'élevage des espèces non conventionnelles en Côte d'Ivoire.-Abidjan : DPE.\_10p
- 22. COUDERT P., 2006 :** maladies, parasites et agents infectieux des lapins ; revue : stal, vol.31(1) : 33-37.
- 23. COULIBALY P.O., 2006 :** Parasites internes des aulacodes. Mémoire de fin d'étude : BTS élevage : Abidjan (école d'élevage)
- 24. D'OLIVEIRA A., 2004 :** Analyse du plan prophylactique adopté par les aulacodiculteurs dans les exploitations agricoles à poly espèces animales comportant l'aulacode (*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK, 1827) d'élevage. Mémoire de fin de cycle : LAMS/Bénin.
- 25. DOSSOU K. M., 2002:** Etude comparative de quelques pathologie rencontrées chez les aulacodes élevés seuls et /ou avec d'autres espèces animales. Mémoire de fin de cycle : LAMS/Bénin.
- 26. IEMVT - CIRAD., 1992 :** L'élevage de l'aulacode.- Maisons Alfort : EMVT.- 10p.-(fiche technique d'élevage tropical ; 2)
- 27. FANTODJI A. et SORO D., 2004 :** élevage des aulacodes : expérience en Côte d'Ivoire. Guide pratique. Agridoc. Paris : les éditions du Gret., 133 p.
- 28. FANTODJI A., MENSAH G.A., 2000 :** Rôle et impact économique de l'élevage intensif de gibier au Bénin et en Côte d'Ivoire, in Actes du *séminaire international* « l'élevage intensif de gibier à but alimentaire en Afrique », Libreville, Gabon, 23- 24 mai 2000,p. 25 - 42.
- 29. GRABER. M. et PERROTIN C., 1996 :** Helminthes et Helminthoses des ruminants domestiques d'Afrique tropicale.- Maisons Alfort : Ed. du point vétérinaire.-378p

- 30. GOUTONDI L. E. S.; AKOMEDI C. T.; AGBESSI A. N. F. et al 1987:** A propos d'une constance biologique chez l'aulacode: la température. *Bulletin d'information IRAP*/(8) : 87
- 31. HEYMANS J. C., 1996 :** Sur l'écoéthologie de l'aulacode (*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK, 1827.)- Rongeur thryonomyide ( 41- 47) : In Actes 1ere Conférence internationale sur l'aulacodiculture du 17 au 19 février 1992 à Cotonou - Bénin
- 32. HOLZER R. ; MENSAH et R. BAPTIST. , 1986:** Aspects pratiques en élevage d'aulacode (*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK, 1827) III. Comportement de coprophagie. *Rev. Elev. Vét. Pays Trop.* **39**: 247-252.
- 33. HOUBEN P. ; EDDERAI D. et NZEGO C., 2004 :** Elevage de l'aulacode : Manuel de l'éleveur. DABAC/CIRAD/ UE.-129p
- 34. KANKAM T.; ADU E.K. et AWUMBILA B., 2006:** Gastrointestinal parasites of grasscutter (*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK, 1827) of the Accra plains of Ghana. *African journal of ecology*
- 35. KAUFFMAN JOHANNES; 1996:** Parasitic infection of Domestic Animals A Diagnostic Manual, Birkhauer
- 36. KOKODE H. V. ; 2003:** Contribution à l'amélioration de la gestion des exploitations aulacodiculture dans les départements de l'Atlantique et du Littoral. Mémoire de fin de cycle : SE/FASEG/UAC(Bénin)
- 37. LANADA., 2000 :** Rapport de mission : Diagnostic en santé animale dans les aulacodicultures pilotes du programme riverain du projet de réhabilitation des forêts classées de l'Est de la Côte d'Ivoire SODEFOR/GTZ-KFW: Abengourou : 09 au 12.08.2000.-Abidjan : SODEFOR/GTZ-KFW.
- 38. LANADA., 2004 :** Rapport d'activité : Laboratoire Central Vétérinaire de Bouaké (LCVB) : service de parasitologie 6p.
- 39. LAWANI M.M., 1986 :** Rythme respiratoire de l'aulacode en captivité étroite. DEP/MDRAC/Bénin. 8 p

- 40. LAWANI M.M., 1989 :** Physiologie digestive chez l'aulacode (*Thryonomys Swinderianus*, TEMMINCK 1827), Etudes préliminaires. Thèse : Méd. Vét : Dakar ; page 57.
- 41. MENSAH G. A. et R. BAPTIST., 1986 :** Aspects pratiques en élevage d'aulacode (*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK, 1827) I. Modes d'accouplement et durée de gestation. *Rev.Elev. Vét. Pays Trop.***39**: 239-242.
- 42. MENSAH G.A., 1991 :** Elevage des espèces de gibier : cas de l'aulacodiculture (élevage de l'aulacode *Thryonomys swinderianus* TEMMINCK, 1827) (301-309) : In : Actes du Dixième Congrès Forestier Mondial, Paris -1991, *Revue Forestière Française* (Hors série) **5**
- 43. MENSAH G.A., 1991 :** Manuel d'aulacodiculture (élevage d'aulacode). Edition préliminaire Cotonou/Bénin — (Multigraphié - Inédit). 50 p
- 44. MENSAH G.A., 1992 :** Termes zootechniques en élevage d'aulacode (219-220). In : Actes 1ère conférence sur l'aulacodiculture: Acquis et perspectives. Cotonou, BENIN.
- 45. MENSAH G.A., 1995 :** Consommation et digestibilité alimentaire chez l'aulacode (*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK, 1827). *TROPICULTURA*, **13** (3) : 123-124.
- 46. MENSAH G. A., 2000 :** Présentation générale de l'élevage d'aulacode, historique et état de la diffusion en Afrique? (45-59) In : Actes du séminaire international sur l'élevage intensif de gibier à but alimentaire en Afrique. Libreville 23 et 24 mai 2000. Projet Développement au Gabon de l'élevage de gibier. Libreville, Gabon.
- 47. MENSAH, G.A. et AGBESSI, F.A.N., 1985 :** Problèmes rencontrés durant la conduite de l'élevage des aulacodes. Point sur le CBEA. *Le matériel d'aulacode* , ( 5) :48 p

- 48. MENSAH G.A. et Baptist. R., 1986 :** Aspects pratiques en élevage d'aulacodes (*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK 1827). Modes d'accouplement et durées de la gestation. *Rev. Elev. Méd. vét. Pays trop.* **39** : 239 - 242.
- 49. MENSAH G.A, BRONNEMANN A., SITER C.H., et al., 1992:** Aspects pratiques en élevage d'aulacodes (*Thryonomys swinderianus*, TEMMINCK 1827). V. Croissance et usure normale des incisives. *Rev. d'élevage et de Méd.Vét. en pays tropicaux*, **45** (2): 175 - 178.
- 50. MENSAH. G.A. ; MENSAH. D.K.C. ; POMALEGNI. B. C., (2007) :** Guide pratique de l'aulacodiculture ; dépôt légal n°3551 du 06novembre 2007 ; p126.
- 51. MENSAH G.A. ; SITER C.H. ; et GAIL C.F., 1992 :** Aspects pratiques en élevage d'aulacodes (*Thryonomys swinderianus*, TEMMINCK 1827). IV, Premiers essais de tranquillisation per os d'aulacodes indociles - *Revue d'élevage et de médecine vétérinaire en pays tropicaux*, **45** (I): 37 – 39
- 52. MENSAH G.A. et EKUE M. R. M., 2003:** L'essentiel en aulacodiculture.- Cotonou : Rere ; KIT ; IUCN ; CBDD.-160
- 53. MENSAH G. A. et TONATO V., 2001:** Mise au point d'une technique de fabrication artisanale de granulés complets testés chez l'aulacode (*Thryonomys swinderianus*, TEMMINCK 1827) d'élevage (422-433) In : Actes 2 de l'atelier scientifique du sud et centre du 12 au 13 décembre 2001 à Niaouli. Recherche agricole pour le développement, Programme Régional Sud - Centre du Bénin.
- 54. COTE D'IVOIRE - MINISTERE DE L'AGRICULTURE ET DES RESSOURCES ANIMALES, 1997 :** structures agricoles et ressources animales en cote d'ivoire.-Abidjan : Ed ; TPC\_ 321p
- 55. COTE D'IVOIRE - MINISTERE DE L'AGRICULTURE ET DES RESSOURCES ANIMALES, 1999 :** structures agricoles et ressources animales en cote d'ivoire - Abidjan : Ed ; TPC\_ 321p
- 56. OWEN.D., 1992:** Parasits of laboratory animals: laboratory animals handbook 12. ISBN1-, 85315 -159-9.- 170 p.
- 57. PRAAG V.E., 2004:** vers parasites du système digestif chez le lapin.- 53p.

- 58. ROSEVAER D. R., (1969):** The rodents of West Africa. Trustees of British Museum (Natural History), London, pp. 541-550.
- 59. SCHRAGE R. et YEWADAN L. T. ; 1995 :** Abrégé d'aulacodiculture. Rossdorf : GTZ.- 103 p.
- 60. SCHWARZENBERG A., et al., (1992) :** Sur des aspects de l'éthologie de la reproduction chez l'aulacode (*Thryonomys swinderianus*, TEMMINCK 1827). In Actes 1ère Conférence sur l'aulacodiculture : Acquis et perspectives. Cotonou - BENIN, page 119 - 122.
- 61. SENOU. M ; YEWADAN. L.T et R. SCHRAGE., 1992:** Contribution à l'amélioration génétique des aulacodes (*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK, 1827) (175-185) In : Actes 1ère conférence internationale sur l'aulacodiculture du 17 au 19 février 1992 à Cotonou/Bénin.
- 62. SILEMENO J. A. S., 2004 :** Etude de l'inspection du cheptel en aulacodiculture: un outil pour le dépistage des aulacodes d'élevages (*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK, 1827) malades. Mémoire de fin de cycle : EPAC/UAC/Bénin.
- 63. SOBAKIN E. L. J., 2004:** Inventaire de la plante médicinale utilisée dans les aulacodiculture installées dans les communes de Cotonou et d'Abomey — Calavi au sud du Bénin. Mémoire de fin de cycle. LAMS. (Bénin).
- 64. SORO D., 2000 :** conduite de l'élevage du grand aulacode (*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK, 1827) en captivité étroite dans l'aulacoderie expérimentale de l'université d'Abobo- Adjamé : données sur la reproduction et la croissance. Mémoire de Maîtrise : Production animale : Abidjan : UFR des sciences la nature (Université d' Abobo- Adjame).
- 65. SORO D., 2007 :** performance de reproduction d'aulacodes élevés en station. Thèse : (Production animale) Université d'Abobo- Adjamé Abidjan.
- 66. THIENPONT D. ; ROCHETTE F. et VANPARIJS O. F. J., 1995:** Diagnostic de verminoses par examen coprologie.-Beerse : Janssen Research foundation.- 205 p

- 67. TONDJI P. M. et AGBESSI A. F. N., 1992:** Données générales sur l'anatomie de l'aulacode (*Thryonomys swinderianus*, TEMMINCK 1827). (49-71) In : Actes 1ere conférence internationale sur l'aulacodiculture du 17 au 19 février 1992 à Cotonou/Bénin.
- 68. TONDJI P. M.; AKOMEDI C. T. et AKPONA S. A., 1992:** Les aspects de la pathologie de l'aulacode (*Thryonomys swinderianus*, TEMMINCK 1827) en captivité étroite. Expérience de la République du Bénin.(95-109) In : Actes 1ere conférence internationale sur l'aulacodiculture du 17 au 19 février 1992 à Cotonou/Bénin.
- 69. TRONCY M.P. ; 2000 :** Eléments de coproscopie parasitaire en Afrique noire.- p102.
- 70. VODJO F. J. ; 1986:** Parasitoses gastro-intestinales chez les aulacodes en captivité au PBAA. Essai de traitement à l'examen helminthique en poudre à 5% de tartrate de pyrantel. Mémoire de fin d'étude : CPA//Sékou/Bénin. 54 p.
- 71. WALKER A.R, BOUATTOUR A., CAMICAS J.-L., et al, 2003:** ticks of domestic animals in Africa: A guide to identification of species. Biosciences, report , Edinburgh EH105QR,Scotland, UK., 221p
- 72. WOOD A. E. (1955):** A revised classification of the rodents. I. Mammal. 36: p 165-187.
- 73. YEWADAN, L.T. et R. SCHRAGE. ; 1995 :** Abrégé d'élevage des aulacodes. Rossdort, Verlagsgesellschaft ; GTZ.- 103p.
- 74. YAPI W. D. ; 2007 :** contribution à l'étude des tiques parasites des bovins en Côte d'Ivoire : cas de quatre troupeaux de la zone sud : Thèse :Méd.Vét :Dakar ; 47
- 75. YEPKA J.A. ; 2007 :**l'aulacodiculture au CAMEROUN : description et typologie des élevages du département du M'Foundi, province du centre : Thèse :Méd.Vét :Dakar ; 37

## **WEBOGRAPHIE**

**76. CIRAD**, s.d. L'élevage d'aulacode — description morphologique. [en ligne] Accès Internet : <http://> (page consultée le 10 mars 2008)

**77. L'élevage en COTE D'IVOIRE** [ en ligne] Accès Internet: [http://fr.wikipedia.ORG/wiki/%C3%89conomie\\_de\\_la\\_C%C3%B4te\\_d'ivoire](http://fr.wikipedia.ORG/wiki/%C3%89conomie_de_la_C%C3%B4te_d'ivoire) (page consultée le 03 septembre 2008)

**78. Production animale et halieutique en Cote d'Ivoire** [en ligne] Accès Internet [http:// fr.wikipedia.org/wiki/utilisateur : Mahitey/Brouillon\\_c%C3%B4te\\_dIvoire#Production\\_animale\\_et\\_halieutique](http://fr.wikipedia.org/wiki/utilisateur:Mahitey/Brouillon_c%C3%B4te_dIvoire#Production_animale_et_halieutique) (Page consultée le 15 Mars 2008)

**79. Régions administratives de la COTE D'IVOIRE** [en ligne] accès Internet : d'après the world gazetter, [http://www.world\\_gazetter .com /S/S \\_ci .htm](http://www.world_gazetter.com/S/S_ci.htm) (page consultée le 5 septembre 2008)

### **SERMENT DES VETERINAIRES DIPLOMES DE DAKAR**

« Fidèlement attaché aux directives de **Claude BOURGELAT**, fondateur de l'enseignement vétérinaire dans le monde, je promets et je jure devant mes maîtres et mes aînés :

- ❖ d'avoir en tous moments et en tous lieux le souci de la dignité et de l'honneur de la profession vétérinaire ;
- ❖ d'observer en toutes circonstances les principes de correction et de droiture fixés par le code de déontologie de mon pays ;
- ❖ de prouver par ma conduite, ma conviction, que la fortune consiste moins dans le bien que l'on a, que dans celui que l'on peut faire ;
- ❖ de ne point mettre à trop haut prix le savoir que je dois à la générosité de ma patrie et à la sollicitude de tous ceux qui m'ont permis de réaliser ma vocation.

**Que toute confiance me soit retirée s'il advient que je me parjure. »**

**LE (LA) CANDIDAT (E)**

**VU**

**LE DIRECTEUR  
DE L'ECOLE INTER-ETATS  
DES SCIENCES ET MEDECINE  
VETERINAIRES DE DAKAR**

**VU**

**LE PROFESSEUR RESPONSABLE  
DE L'ECOLE INTER-ETATS DES  
SCIENCES ET MEDECINE  
VETERINAIRES DE DAKAR**

**VU**

**LE DOYEN  
DE LA FACULTE DE MEDECINE  
ET DE PHARMACIE DE  
L'UNIVERSITE CHEIKH ANTA  
DIOP DE DAKAR**

**LE PRESIDENT  
DU JURY**

**VU ET PERMIS D'IMPRIMER \_\_\_\_\_  
DADAR, LE \_\_\_\_\_**

**LE RECTEUR, PRESIDENT DE L'ASSEMBLEE  
DE L'UNIVERSITE CHEIKH ANTA DIOP DE  
DAKAR**