

SOMMAIRE

INTRODUCTION	1
PREMIERE PARTIE : Rappel des techniques de diagnostic parasitaire	
<u>CHAPITRE I : EXAMENS PARASITOLOGIQUES DES SELLES</u>	3
I. TECHNIQUES DE DIAGNOSTIC	4
I. 1 Examen direct à l'eau physiologique	4
I. 2 La technique de KATO	5
I. 3 Les techniques de concentration parasitaires	6
I. 4 Recherche spéciale des œufs D'OXYURE : Scotch test	12
I. 5 Technique de HARADA-MORI	13
I. 6 Le tubage duodénal	13
I. 7 La biopsie de muqueuse rectale	14
II. IDENTIFICATION DES ŒUFS	14
III. REDACTION DES RESULTATS D'EXAMENS DE SELLES	14
III. 1 La consistance des selles	14
III. 2 Les éléments anormaux	15
III. 3 Les parasites	15
<u>CHAPITRE II : EXAMENS PARASITOLOGIQUES DU SANG</u>	16
I. RECHERCHE DES PLASMODIES	16
I. 1 Méthodes directes	16
I. 2 Méthodes indirectes : immunologique	20
I. 3 Numération des Plasmodiums	22
I. 4 Identification des différentes espèces de plasmodium	22
II. RECHERCHES DES MICROFILAIRES SANGUINES	23
II. 1 Recherche dans le sang capillaire	23
II. 2 Recherche dans le sang veineux	25
III. RECHERCHE DE TRYPANOSOME	26
III. 1 Examen direct à l'état frais	26
III. 2 Recherche après centrifugation	28
<u>CHAPITRE III : EXAMENS PARASITOLOGIQUES DES URINES</u>	30
I. RECHERCHE D'ŒUFS DE BILHARZIE	30
I. 1 Recherche simple	31
I. 2 Technique de concentration	32
II. RECHERCHE DE Trichomonas vaginalis	33
III. RECHERCHE DE MICROFILAIRES	33
IV. ŒUFS D'ASCARIS ET D'AMIBES	34
<u>CHAPITRE IV : EXAMENS PARASITOLOGIQUES DE LA PEAU</u>	35
I. RECHERCHES DES MICROFILAIRES CUTANÉES: Onchocercose	35
II. AUTRES	37
<u>CHAPITRE V : AUTRES EXAMENS PARASITOLOGIQUES</u>	38
I. RECHERCHE DANS LES CRACHATS	38
II. RECHERCHE DANS LE L.C.R	40
II. 1 Recherche du trypanosome	40
II. 2 Autres parasites du L.C.R	41

DEUXIEME PARTIE : Travail personnel

<i>CHAPITRE I : CADRE BIOGEOGRAPHIQUE</i>	42
<i>I. DONNEES GEOGRAPHIQUES</i>	42
<i>II. DONNEES DEMOGRAPHIQUES</i>	43
<i>III. DONNEES SOCIO-ECONOMIQUES</i>	43
<i>III. 1 Données culturelles</i>	43
<i>III. 2 Données économiques</i>	44
<i>IV. DONNEES SANITAIRES</i>	45
<i>CHAPITRE II: MATERIEL ET METHODE</i>	47
<i>CHAPITRE III : RESULTATS</i>	48
<i>I. ORGANISATION DU LABORATOIRE</i>	48
<i>I. 1 Les locaux</i>	48
<i>I. 2 Les moyens humains</i>	48
<i>I. 3 Equipement</i>	49
<i>I. 4 Les moyens financiers</i>	50
<i>I. 5 Tarification des analyses</i>	50
<i>I. 6 Commande- approvisionnement et gestion du stock</i>	50
<i>II. BILAN D'ACTIVITE DU LABORATOIRE</i>	50
<i>II. 1 Accueil des patients et réception des prélèvements</i>	50
<i>II. 2 Prélèvement des produits pathologiques</i>	51
<i>II. 3 Conservation des produits pathologiques</i>	51
<i>II. 4 Interprétation et délivrance des résultats</i>	51
<i>III. EVALUATION DES EXAMENS PARASITOLOGIQUES</i>	52
<i>III. 1 Aspect quantitatif</i>	52
<i>III. 1. 1 Bilan général global de 1996 à 2000</i>	52
<i>III. 1. 2 Bilan par type d'analyse</i>	54
<i>III. 1. 3 Bilan selon la provenance de la demande</i>	59
<i>III. 1. 3. 1- Bilan des analyses effectuées à titre hospitalier</i>	59
<i>III. 1. 3. 2 Bilan des analyses parasitologiques effectuées à titre externe</i>	60
<i>III. 2 Aspect qualitatif</i>	62
<i>III. 2. 1 Résultats globaux</i>	62
<i>III. 2. 2- Résultats par type d'analyse</i>	62
<i>CHAPITRE IV : DISCUSSION</i>	71
<i>I. ORGANISATION ET FONCTIONNEMENT DU LABORATOIRE</i>	71
<i>II. EVALUATION QUANTITATIVE</i>	71
<i>III. EVALUATION QUALITATIVE</i>	72
<i>III. 1 Prévalence des selles K.A.O.P</i>	73
<i>III. 2 Prévalence des gouttes épaisses</i>	75
<i>III. 3 Prévalence des culots urinaires</i>	76
<i>III. 3. 1 Prévalence de <i>Schistosoma haematobium</i></i>	77
<i>III. 3. 2 Prévalence de <i>Trichomonas vaginalis</i></i>	78
<i>CONCLUSION ET RECOMMANDATIONS</i>	79
<i>REFERENCE BIBLIOGRAPHIQUE</i>	82

LEXIQUE D'ABREVIATION

C.S	= Centre de Santé
C.H.U.	= Centre hospitalier Universitaire
C.U	= Culots urinaires
G. E	= Gouttes Epaisses
H.A.L.D	= Hôpital Aristide Le Dantec
Hbts	= Habitants
K.A.O.P	= Kyste Amibe Œuf Parasite
M.S.T	= Maladie Sexuellement Transmissible
Nbre	= Nombre
T.P.M	= Tour Par Minute
U.C.A.D	= Université Cheikh Anta DIOP

INTRODUCTION

Si les maladies parasitaires ne sont plus au premier rang des préoccupations de santé publique dans les pays à haut niveau d'hygiène de vie, en Europe notamment, elles n'ont pas disparu dans les zones les plus défavorisées du globe, particulièrement en Afrique où elles posent un véritable problème de santé publique.

En 1995, l'OMS estimait qu'un quart de la population mondiale souffrait de parasitoses intestinales chroniques. L'*Ascaris* infeste un milliard d'individus, en tue 60000 et provoque des symptômes chez 214 millions de personnes. Le *Trichocéphale* et l'*Ankylostome* infestent respectivement 133 millions, 96 millions d'individus et il en existe 50 millions de cas avec *Entamoeba histolytica*. L'incidence de la giardiase avoisine 500.000 cas par an (33, 34).

A travers le monde, on estime à près de 3 milliards le nombre de personnes exposées au paludisme et plus d'un million le nombre d'enfants qui en meurent.

Au Sénégal, le paludisme, la bilharziose urinaire et les parasitoses intestinales dont la gravité varie d'une zone à une autre et selon l'âge et la saison, sont responsables d'une mortalité plus ou moins importante et d'une morbidité dont les conséquences peuvent affecter le développement socio-économique du pays.

Les maladies parasitaires de par leur diversité présentent de nombreuses similitudes au plan clinique. Pour parer à ce problème, il s'avère nécessaire de recourir aux analyses médicales.

Ces analyses permettent au praticien de confirmer le diagnostic clinique par un diagnostic biologique. Le diagnostic biologique apparaît donc comme étant un complément indispensable à la clinique.

Le laboratoire d'analyse de biologie médicale est le lieu indiqué pour effectuer de tels examens. Mais pour exercer efficacement leur vocation d'analyse, les laboratoires se doivent de remplir certaines conditions relatives :

- à l'organisation ;
- au personnel ;
- à l'équipement ;
- et aux locaux .

Plusieurs études ont montré les nombreuses difficultés rencontrées par les laboratoires d'analyse de biologie médicale pour répondre aux besoins des populations dans les structures sanitaires (9, 11, 13, 16, 21, 22, 24, 29, 31).

C'est dans ce contexte que nous avons ciblé le laboratoire du centre de santé de FATICK pour une évaluation quantitative et qualitative des examens parasitologiques réalisés de 1996 à 2000, en vue d'une amélioration de la qualité des analyses et d'une meilleure prise en charge des maladies parasitaires dans le département.

Notre étude a également été motivée par le fait que d'après le programme de développement intégré de la santé (P.D.I.S) de (1997-2001), Fatick compte parmi ses priorités au plan sanitaire l'éradication des maladies parasitaires qui posent un véritable problème de santé pour la population.

Notre travail comprend deux parties :

*** Première partie :**

- Rappel des techniques de diagnostic parasitaire, notamment les examens parasitologiques des selles, du sang, des urines, de la peau et autres.

*** Deuxième partie**

- Description du cadre biogéographique de l'étude.
- Description du matériel et de la méthode utilisée.
- Présentation commentée des résultats obtenus.
- Discussion des résultats.

L'étude effectuée a été conclue par une synthèse des résultats enregistrés au terme de l'évaluation quantitative et qualitative des examens parasitologiques des cinq dernières années du laboratoire de Fatick et par la formulation de recommandations destinées à améliorer la qualité des analyses et des services proposés par le district.

1^{ère} PARTIE :

*RAPPEL DES
TECHNIQUES DE
DIAGNOSTIC
PARASITAIRE*

Chapitre I : EXAMENS PARASITOLOGIQUES DES SELLES

En parasitologie, d'une manière générale, sont recherchés dans les selles des parasites qui peuvent être :

- des vers visibles à l'œil nu ;
- les œufs de ces vers ou leurs larves visibles au microscope ;
- des protozoaires (micro-organismes formés d'une seule cellule) trouvés sous leur forme mobile (forme végétative) ou immobile (kyste).

Prélèvement

Il s'agit d'une étape importante de l'analyse, car du soin apporté au recueil des selles, dépendra en grande partie la qualité du résultat du laboratoire.

Le prélèvement des selles pour la recherche des parasites demande les précautions suivantes :

- Prélever une quantité suffisante de selles : il faut recueillir une quantité suffisante de selles afin d'éviter le dessèchement rapide d'une part et d'autre part d'augmenter les chances d'en trouver s'ils sont rares. Prélever au minimum une quantité de selles égale à une ou deux morceaux de sucre.
- Fournir un récipient au malade : le laboratoire doit s'efforcer de remettre au malade une boîte de recueil qui peut être une boîte en carton paraffiné, une boîte en plastique léger, un flacon avec bouchon à cuillère (modèle spécial pour le recueil des selles).
- Examiner les selles fraîches : il faut examiner les selles dans l'heure qui suit leur prélèvement, et elles doivent être recueillies près du laboratoire. Lorsqu'on reçoit un lot de selles, faire un choix de priorité et examiner en premier les selles liquides, glaireuses, sanglantes ; elles risquent de contenir des amibes mobiles dont la vie à l'air libre est de courte durée.

Examen macroscopique

L'examen macroscopique des selles ne doit pas être négligé car il montre parfois des parasites adultes : Oxyure, anneaux de Tænia, Ascaris.

De plus la consistance et l'aspect des selles peuvent être évocateurs : selles muco-sanglantes des amibiens, jaunes chamoises des malades atteints de giargias, selles noires d'un meloena, décolorées d'une rétention biliaire.

I. TECHNIQUES DE DIAGNOSTIC

Plusieurs techniques sont pratiquées :

I. 1 Examen direct à l'eau physiologique

Il suffit souvent en zone tropicale où les sujets sont intensément parasités.

matériel

- Lames de verres = 7,5 x 5 cm de préférence pour réduire les risques de contamination ;
- Lamelles 20 x 20 mm, applicateurs en bois, crayons, eau physiologique.

Technique

- Sur une lame déposer 1 goutte d'eau physiologique, et un morceau de selles :
 - si les selles sont moulées, prélever à l'intérieur de la selle ;
 - si elles sont muqueuses, prélever dans le mucus sanguinolent à l'extérieur des selles. Faire de même avec les selles liquides.
- Mélanger le morceau de selle à la goutte d'eau physiologique, puis recouvrir la préparation d'une lamelle en évitant d'y créer des bulles d'air.
- Marquer au crayon le numéro de la selle sur la lame.
- Examiner au microscope à l'objectif 10 et 40 toute la préparation en partant du coin en haut et à gauche, en parcourant toute la lame.

Sensibilité de la méthode

On repère ainsi les formes végétatives de protozoaires vivantes et mobiles, on décèle également les kystes de protozoaires, les œufs et les larves d'helminthes s'ils sont assez nombreux.

L'examen direct apprécie au mieux la vitalité des larves et de certains œufs (Schistosomes), il peut dépister une mal-digestion (résidus conjonctivo-musculaire et gras), des cristaux de Charcot-Leyden en aiguille de boussole, des leucocytes, des hématies.

I. 2 La technique de KATO

Elle consiste à examiner un étalement épais de matières fécales éclaircies par une solution transparisante.

matériel

- Un tamis en mailles d'acier de 250 µm taillé en rectangle de 5 cm x 2 cm.
- Du papier cellophane ordinaire découpé en rectangle de 5 cm fois 2 cm.
- D'une solution éclaircissante (soit glycérine 100 ml + eau distillée 100 ml + vert malachite à 3 % ml ; soit mélange d'un volume de formol, d'un volume de polyéthylène glycol et de 2 volumes de solution saturée de Na Cl).

Technique

- Immerger les rectangles de cellophane dans la solution transparisante au moins 24 heures avant l'emploi.
- Tamiser les selles pour éliminer les gros fragments en appuyant fortement le tamis sur la selle.
- Déposer une petite noix de selles tamisées sur une lame porte-objet.
- Recouvrir la préparation d'un rectangle de cellophane imprégné de solution transparisante.
- Retourner la préparation et l'écraser sur la pailasse recouverte de papier filtre ou de papier journal.
- Examiner l'étalement en totalité au microscope à l'objectif 10 et 25 après 10 à 30 minutes selon la température ambiante.

En effet si on examine la préparation très tôt elle n'est pas suffisamment éclaircie, si on l'examine trop tard les œufs à coque mince (Ankylostomes, Schistosomes....) deviennent rapidement méconnaissables surtout lorsque la

température est élevée. On évite la dessiccation des préparations en les plaçant dans une chambre humide (récipient clos dont le fond est tapissé de plusieurs épaisseurs de papier filtre humide).

Sensibilité de la méthode

Les résultats sont excellents dans la plupart des helminthiases. Cette méthode détecte aisément les œufs d'Ankylostomes (*Necator americanus* ; *Ancylostoma duodenale*), de Schistosomes (*Schistosoma mansoni* ; *S. intercalatum* ; *S. japonicum* dont elle permet mal d'apprécier la viabilité), de *Trichocéphale*, d'*Ascaris* et d'*Hymenolepis nana*.

Par contre, cette technique est sans valeur pour les larves d'helminthes, les kystes et les formes végétatives de protozoaires. Elles sont inutilisables si les selles sont liquides.

I. 3 Les techniques de concentration parasitaires

Les concentrations parasitaires appelées aussi « **Enrichissement** » permettent :

- d'examiner une plus grande quantité de selles sous un petit volume ;
- de trouver les parasites s'ils y sont en très petite quantité.

Il faut toujours procéder à un examen microscopique direct des selles avant de faire une concentration.

Les formes mobiles des protozoaires ne sont pas trouvées par concentration.

I. 3. 1 La technique de WILLIS

principe

Les selles sont mélangées à une solution concentrée de sel de densité élevée, les œufs de parasites plus légers flottent et sont ramassés à la surface.

matériel

- Flacons « péni » de 10 ml ;
- applicateur en bois ;
- lamelles de verres ;
- alcool-Ether ;
- boîte de pétri ;
- solution de WILLIS (solution saturée Na Cl).

Dégraissage des lamelles

D'abord il faut procéder au dégraissage des lamelles selon la méthode suivante :

- mélanger dans une éprouvette 10 ml d'alcool à 95 ° et 10 ml d'éther ;
- verser dans une boîte de pétri le mélange, y placer 30 lamelles une par une, laisser 10 minutes tout en agitant.
- sortir les lamelles une par une, les essuyer à la gaze et les conserver dans une boîte de pétri sèche.

Technique

- Placer dans un flacon « péni » un morceau de selle (gros comme une arachide), le remplir au $\frac{1}{4}$ avec de la solution de WILLIS.
- Ecraser et mélanger le morceau de selles dans la solution avec un applicateur, puis remplir complètement le flacon avec la solution de WILLIS.
- Déposer lentement une lamelle sur l'embouchure du flacon et vérifier que la lamelle recouvre complètement le liquide sans bulle d'air.
- Laisser 10 minutes au repos, retirer avec précaution la lamelle, une goutte du liquide doit rester adhérente à la lamelle.

- Déposer la lamelle sur une lame, puis examiner immédiatement au microscope, car la préparation se dessèche très vite.
- Faire varier le vis micrométrique pour chaque objet vu dans le champ microscopique, car les œufs collent contre la lamelle et ne sont pas vus immédiatement de façon nette.

Sensibilité de la méthode

Bonne méthode pour les œufs d'Ankylostomes, d'Ascaris, *H. nana*, *Tænia*, Trichocéphale. C'est une méthode de choix pour le dépistage de l'Ankylostome.

Mais cette méthode ne trouve pas les œufs de Douves et de Bilharzies, les larves d'Anguillules, les protozoaires.

I. 3. 2 Concentration parasitaire au FORMOL-ETHER et au M.I.F

matériel

- Centrifugeuse ;
- Tube conique à centrifuger de 15 ml avec bouchon ;
- Flacon « péni », entonnoir, gaze, éprouvette graduée ;
- Ecouvillon-coton ;
- Réactifs : solution de formol ordinaire à 10%, éther pur ou à défaut essence ordinaire, eau physiologique, lugol, M.I.F.

Technique

- Ecraser et mélanger un morceau de selles dans environ 10 ml d'eau physiologique.
- Filtrer sur deux couches de gaze dans un tube à centrifuger qui porte une graduation 10 ml et une graduation 13 ml.
- Centrifuger 1 minute à 2500 TPM, rejeter le surnageant. Si ce liquide est très sale, laver le culot une 2^{ème} fois, mélanger le culot à 10 ml d'eau physiologique, centrifuger à 2500 TPM et rejeter le liquide surnageant.

- Verser sur le culot 10 ml de formol à 10 % jusqu'à la graduation 10, délayer et laisser au repos 5 minutes.
 - Ajouter 3 ml d'éther jusqu'à la graduation 13, boucher le tube et agiter vivement pendant 30 secondes.
 - Déboucher avec précaution, centrifuger 1 minute à 1500 TPM. On obtient alors un tube avec 3 couches et un culot qui contient les œufs et les kystes de parasites.
- 1^{ère} couche = éther ;
 - 2^{ème} couche = débris ;
 - 3^{ème} couche = formol ;
- Décoller la 2^{ème} couche (débris) avec la tige en bois d'un écouvillon de coton en tournant tout autour, rejeter tout le liquide surnageant en retournant le tube et nettoyer l'intérieur du tube maintenu, ouverture en bas avec le coton de l'écouvillon sans toucher le culot.
 - Ajouter une goutte d'eau, bien mélanger le culot en l'aspirant et le refoulant plusieurs fois avec un compte-gouttes capillaire, puis déposer 2 gouttes du culot sur une lame et ajouter une goutte de lugol sur la 2^{ème} goutte du culot seulement.
 - Recouvrir avec une lamelle et sceller la préparation au lugol.
 - Examiner au microscope à l'objet 10 et 40 la préparation (1) pour visualiser les œufs et larves et à l'objectif 40 puis 100 à l'immersion la préparation (2) pour visualiser les kystes.

Méthode au M.I.F (Merthiolate, Iode, Formol) :

On procède de la même manière que pour la méthode au FORMOL-ETHER, en remplaçant les 10 ml de formol à 10 % par 10 ml de solution M.I.F, continuer en ajoutant 3 ml d'éther ainsi de suite.

Sensibilité de la méthode

Bonne pour tous les œufs, larves et surtout pour les kystes de protozoaires. La méthode au M.I.F est excellente, préserve les formes végétatives d'amibes, mais le réactif est coûteux.

1. 3. 3 Concentration parasitaire à L'EAU GLYCÉRINEE

Principe

Les œufs de parasites sédimentent dans l'eau glycinée alors que les débris de selles y flottent. Les œufs peuvent ainsi se concentrer au fond d'un verre conique.

Matériel

- Verre à pied conique de 250 ml ;
- Eprouvette de 200 ml ;
- Appicateurs, entonnoir, gaze, compte-gouttes capillaire ;
- Centrifugeuse, tube à centrifuger ;
- Réactifs : eau glycinée.

Technique

- Placer dans un b cher un morceau de selle gros comme une bille.
- Mesurer 50 ml d'eau glycinée dans une éprouvette, ajouter un peu de cette eau dans les selles, bien mélanger et écraser pour former une   te homogène, puis ajouter le reste de l'eau glycinée tout en mélangeant.
- Ajouter encore 150 ml d'eau glycinée, mélanger puis filtrer sur deux couches de gaze dans un verre à pied.
- Recouvrir le verre à pied d'un couvercle de boite de pétri et laisser une heure à l'obscurité pour éviter l'éclosion des œufs de Bilharzie.
- Rejeter lentement les 4/5 supérieurs du liquide, verser dans un tube à centrifuger puis 5 minutes à 2000 TPM, rejeter le liquide surnageant.
- Examiner le culot entre lame et lamelle au microscope.

Sensibilité de la méthode

Bonne pour tous les œufs de parasites en particulier pour les œufs de Bilharzies et de Douves.

1.3.4 Méthode de BAERMANN : concentration pour larves d'Anguillule

Principe

Les larves d'Anguillule des selles sont attirées par l'eau et la chaleur. On les fait passer des selles à une eau tiède où elles seront trouvées plus facilement après centrifugation.

Matériel

- Support de laboratoire ;
- Entonnoir de verre diamètre 7 à 10 cm ;
- 1 passoire métallique grillagée diamètre 6 à 8 cm ;
- 1 tube de caoutchouc souple adaptable à l'entonnoir ;
- 1 centrifugeuse avec tubes coniques ;
- Eau limpide à chauffer ;
- Pipette pasteur, compresse de gaze, papier adsorbant.

Montage du dispositif :

L'entonnoir placé sur le support, poser la passoire sur l'entonnoir. Adapter le tube de caoutchouc à l'entonnoir, le fermer avec une pince puis adapter à l'autre extrémité du tube une pipette pasteur.

Technique

Recueillir une large quantité de selles, au moins la moitié d'une boîte d'allumette. Examiner immédiatement au plus tard 1 heure après le recueil.

- Placer dans la passoire 2 couches de gaze si les selles sont dures ou molles ou 2 couches de papier absorbant si les selles sont liquides. Couper au ciseau toute la gaze ou le papier qui dépasse l'entonnoir.
- Faire chauffer de l'eau limpide jusqu'à 45 °.

- Retirer la passoire de l'entonnoir, fermer le tube de caoutchouc avec la pince et remplir l'entonnoir au $\frac{3}{4}$ d'eau tiède sans bulle d'air.
- Prélever une quantité suffisante de selles. Placer le morceau de selles sur la gaze dans le fond de la passoire et placer la passoire sur l'entonnoir. L'eau tiède doit juste recouvrir les selles.
- Après 2 heures, placer un tube à centrifuger sous la pipette d'écoulement, ouvrir lentement la pince et recueillir dans le tube 10 ml du liquide.
- Centrifuger le tube 5 minutes à 1500 TPM, décanter le liquide surnageant par retournement du tube.
- Examiner le culot de centrifugation entre lame et lamelle au microscope à l'objectif 10 x.

I. 4 Recherche spéciale des œufs D'OXYURE : Scotch test

Les œufs d'oxyures sont recherchés surtout chez les enfants dans les replis de la peau autour de l'anus ; ils sont rares dans les selles.

Matériel

- Ruban adhésif transparent de type Scotch ;
- Cuillère de 10 cm ou mieux une abaisse-langue en bois ;
- Microscope, lame.

Technique

- Préparer la lame de verre, y appliquer un morceau de ruban adhésif.
- Placer sur la lame à plat le manche de la cuillère de sorte que le côté de la lame soit au-dessus du ruban adhésif.
- Retirer doucement le ruban adhésif de la lame, le placer en boucle par-dessus le manche de la cuillère. Prendre le tout dans la main droite en tenant bien la lame contre la cuillère.
- Ecarter avec la main gauche la région de l'anus, presser fort l'extrémité de la cuillère garnie du ruban adhésif autour de l'anus en plusieurs endroits.

- Prendre la lame de verre, replier la boucle de ruban adhésif sur la lame, bien la coller contre la lame en pressant avec un tampon de coton.
- Faire la lecture au microscope à l'objectif 10 x, oculaire 5-6 x.

Remarque

Si l'on manque de ruban adhésif, utiliser un écouvillon de coton, frotter le pourtour de l'anus avec l'écouvillon.

Tremper l'écouvillon dans un tube à hémolyse qui contient environ 0,5 ml d'eau physiologique. Bien agiter l'écouvillon dans l'eau, ensuite prélever l'eau avec une pipette pasteur et l'examiner entre lame et lamelle au microscope.

I. 5 Technique de HARADA-MORI

Consiste à faire une coproculture sur papier buvard. Cette technique permet la mise en évidence des larves d'helminthes.

Technique

- Etaler au milieu d'une bande de papier buvard (10 x 1 cm) un mince film de selles.
- Dans un tube à centrifuger mettre quelques ml d'eau distillée, puis introduire la bande buvard en faisant tremper son extrémité inférieure dans l'eau.
- Fermer le tube avec du coton, rechercher les larves dans l'eau 2 à 10 jours plus tard.

I. 6 Le tubage duodéal

Le tubage duodéal fait à l'aide d'une sonde lestée est parfois utile dans les distomatoses hépatiques, la giardiase.

Technique

Le liquide duodéal recueilli à l'aide d'une sonde lestée est centrifugé. Examiner le culot entre lame et lamelle au microscope.

I. 7 La biopsie de muqueuse rectale

La biopsie de muqueuse rectale est utile dans les bilharzioses.

Technique

Sous anoscopie ou rectoscopie, on prélève à la pince de Bensaude un petit fragment de muqueuse, sans le fixer, on l'écrase entre deux lames microscopiques et l'examine aussitôt au faible grossissement.

Si la biopsie est assez épaisse, on peut l'éclaircir par la gomme au chloral.

II. IDENTIFICATION DES ŒUFS

Voir planche n° 1 et n° 2

III. REDACTION DES RESULTATS D'EXAMENS DE SELLES

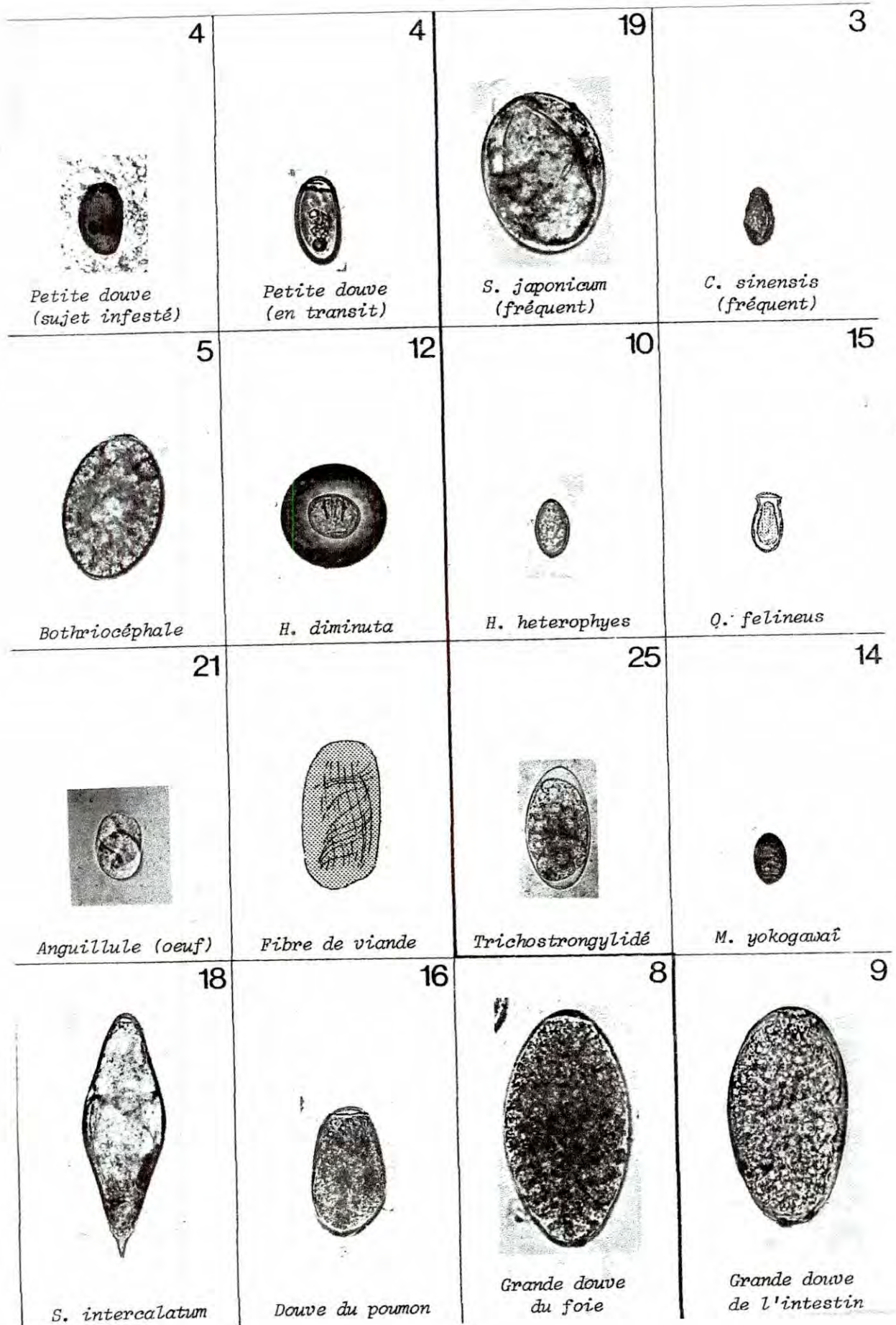
Dans un résultat d'examen de selles il faut indiquer :

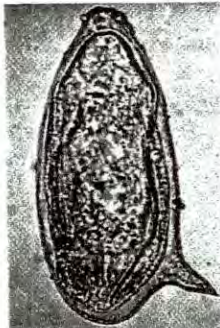
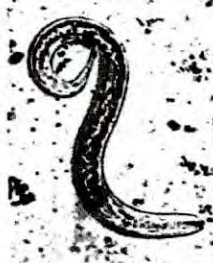
- la consistance des selles ;
- la présence d'éléments anormaux vus à l'œil nu ;
- la présence des parasites trouvés à l'examen microscopique en signalant : l'espèce , le stade et la quantité.

III. 1 La consistance des selles

Elles peuvent être des :

- selles dures moulées ;
- selles pâteuses moulées ;
- selles molles moulées ;
- selles molles non moulées ;
- selles semi-liquides ;
- selles liquides aqueuses ;



1 13  Ankylostome	2  Ascaris (fertile)	2  Ascaris (non fertile)	
 Cellule végétale	 Savon	2  Ascaris (fertile) - semi-décortiqué	2  Ascaris (non fertile) - semi-décortiqué
24  Trichocephale	11  H. nana	22 23  Ténia	7  Oxyure
17  S. haematobium	20  S. mansoni	21  Anguillule (larve)	 Poil végétal

- selles liquides avec grains riziformes.

III. 2 Les éléments anormaux

Les éléments anormaux vus à l'œil nu peuvent être :

- des placards de mucus ;
- des glaires sanguinolentes ;
- des parcelles de pus ;
- du sang superposé aux selles ;
- du sang mélangé avec les selles.

III. 3 Les parasites

Il faut signaler :

- L'espèce : Lorsqu'il s'agit d'un œuf de ver, donner le nom en français accompagné du nom scientifique latin. Si c'est un protozoaire donner le nom scientifique latin ;
- Le stade : Œufs, larves, formes végétatives, anneaux de vers etc. Bien préciser pour l'amibe *E. histolytica* si elle est hématophage.
- La quantité : elle peut être :
 - « Rare » (1 à 2 œufs par lame) ;
 - « Quelques » (3 à 5 œufs par lame) ;
 - « Assez nombreux » (6 à 12) ;
 - « Très nombreux » (plus de 12 parasites par lame).

Si on n'a pas trouvé de parasites, indiquer : « Recherche négative » en ajoutant « après examen direct » et, si c'est le cas « après concentration parasitaire méthode de ... », mais ne pas employer l'expression « pas de parasite ».

Chapitre II : EXAMEN PARASITOLOGIQUE DU SANG

L'examen parasitologique du sang est centré sur la recherche des plasmodies, accessoirement des microfilaires et des trypanosomes.

I. RECHERCHE DES PLASMODIES

Ce n'est que du laboratoire que peut provenir le diagnostic de certitude du paludisme, c'est-à-dire la mise en évidence des Plasmodiums dans le sang circulant. Le diagnostic peut se faire :

- Par des méthodes directes = l'examen microscopique d'étalement mince de sang (frottis sanguin) ou épais (gouttes épaisses) colorés.
- Par des méthodes indirectes = méthodes immunologiques.

I. 1 Méthodes directes

Matériel

- Lames de verre ;
- vaccinostyle ;
- alcool chirurgical 70° ;
- coton hydrophile ;
- réactifs : alcool méthylique, eau distillée, May Grunwald, Giemsa, colorant de FIELD.

Prélèvement sanguin

Choisir l'emplacement de la piqûre, elle peut se faire :

- au 3^{ème} doigt de la main ;
- au bout du doigt sur le coté.

Chez l'enfant de moins de 6 mois, piquer le gros orteil du pied ou le talon.

- Nettoyer la place choisie avec un 1^{er} tampon de coton à l'alcool puis avec un 2^{ème} tampon de coton à l'alcool pour achever le nettoyage à fond.
- Avec la main gauche, maintenir la main du malade à piquer, dos de la main plaqué contre la table. Avec la main droite prendre le vaccinostyle et piquer d'un coup rapide et fort.
- Presser doucement le doigt piqué si nécessaire pour faire sortir la goutte de sang, essuyer cette 1^{ère} goutte avec un coton sec et avec la main droite prendre une lame de verre par le bord, presser avec la main gauche le doigt piqué pour faire sortir une 2^{ème} goutte à prélever.

Le prélèvement peut consister aussi en un prélèvement veineux (veine du pli du coude) recueilli sur anti-coagulant.

1. 1. 1 Confection d'une goutte épaisse

Technique

- La goutte de sang prélevée au doigt est placée au milieu de la moitié droite d'une lame de verre propre et dégraissée.
- Avec le coin d'une lame de verre propre, défibriner par un mouvement en spirale pendant environ 2 minutes jusqu'à obtenir un disque de sang avec environ 1 cm de diamètre.
- Laisser sécher à l'air et colorer.

Coloration des gouttes épaisses :

*** Coloration au Giemsa**

Mesurer dans l'éprouvette l'eau tamponnée, ajouter goutte à goutte sur l'eau le Giemsa (en raison de 2 à 4 gouttes pour 2 ml d'eau distillée tamponnée) ; puis avec un agitateur en verre, mélanger doucement.

La coloration se fait en deux temps :

- Deshémoglobiner à l'eau de robinet ou par l'eau distillée pendant 3 à 10 minutes jusqu'à ce que la préparation soit claire.

- Colorer par une solution Giemsa préparée extemporanément. Pour ce faire, recouvrir la goutte avec la solution de Giemsa, laisser agir pendant 20 minutes (le temps de coloration est indiqué par le fabricant de Giemsa, le modifier après quelques essais si nécessaire et si la coloration est trop pâle alors le temps a été trop court) ;
- Rejeter le colorant, laver sous un fin filet d'eau de robinet et laisser sécher à l'air libre.

Remarque :

Une autre technique plus simple consiste à recouvrir la lame de Giemsa diluée en raison 3 gouttes par ml ; laisser agir 1 minute ; laver à l'eau et sécher.

**** Coloration de Field***

- Tremper dans le colorant A de Field la lame sur laquelle est étalée la goutte épaisse séchée .Compter jusqu'à 10, faire égoutter la lame, la laver dans un récipient d'eau de robinet.
- Ensuite la tremper dans un récipient contenant du colorant B de Field, compter jusqu'à 10 faire égoutter la lame, bien la laver dans un récipient d'eau ordinaire.
- Laisser sécher à l'air libre.

La coloration doit être mauve, le trophozoïte de plasmodium a un pourtour cytoplasmique bleu et une chromatine colorée en rouge foncée.

I. 1. 2 Confection d'un frottis mince

Technique

- Sur une lame dégraissée à l'alcool 95°, déposer à une extrémité une goutte de sang.
- Placer en avant de cette goutte une deuxième lame de préférence à bords rodés et plus étroits que la première, l'incliner à 45 ° et l'amener au contact de la goutte ; laisser le sang s'étaler dans le dièdre formé par les deux lames ; faire glisser rapidement et régulièrement la lame étaleuse vers l'extrémité libre de lame porte-objet.

- Vérifier que tout le frottis, notamment ses bords et ses franges se trouvent sur la lame. Sécher rapidement par agitation, inscrire les coordonnées du prélèvement au crayon à bille sur l'origine épaisse du frottis. Mettre à l'abri de la poussière et des mouches.

Coloration :

La coloration panoptique au May Grunwald Giemsa reste la méthode de référence. Il existe cependant d'autres méthodes : la coloration au Giemsa et la coloration rapide de Field.

*** Coloration au May Grunwald Giemsa**

- Mettre 20 gouttes de solution de May Grunwald Giemsa sur la lame et laisser agir 3 minutes.
- Ajouter 20 gouttes d'eau distillée et laisser agir 1 minute.
- Rejeter le liquide et recouvrir la lame avec la solution de Giemsa préparée extemporanément à raison de 3 gouttes pour 2 ml d'eau.
- Laver à l'eau de robinet et sécher à l'air libre.

*** Coloration au Giemsa**

- Fixer le frottis en recouvrant la lame avec l'alcool méthylique pendant 3 minutes.
- Recouvrir le frottis avec la solution de Giemsa pendant 20 minutes.
- Laver à l'eau de robinet et sécher à l'air libre.

*** Coloration de Field**

- Fixer le frottis par l'alcool méthylique pendant 2 à 3 minutes.
- Tremper la lame dans le colorant B de Field et compter jusqu'à 5.
- Egoutter la lame et la tremper dans le colorant A de Field et compter jusqu'à 10, l'égoutter et bien la laver dans un autre récipient.

- Examiner la couleur de l'étalement, il doit être mauve, ni trop bleu, ni trop rose. Si la couleur n'est pas satisfaisante, tremper à nouveau la lame selon le cas dans le colorant A ou dans le colorant B pendant quelques secondes.
- Faire sécher la lame à l'air libre.

Résultat : les hématies se colorent en rouge rosé, les trophozoïtes de *Plasmodium* présentent un cytoplasme coloré en bleu et une chromatine en rouge foncé.

I. 2 Méthodes indirectes : immunologique

L'immunofluorescence indirecte, l'hémagglutination, les tests de précipitation (immunodiffusion et électrosynérèse), la méthode immuno-enzymatique (ELISA) sont appliqués au dépistage sérologique du paludisme.

Seule l'immunofluorescence a vu sa pratique se généraliser ; elle est de valeur inégale selon que l'on utilise un antigène homologue spécifique (frottis de *P. falciparum* surtout, de *P. vivax*, et *P. malariae*) d'obtention et de conservation difficile, ou un hétérologue.

Les autres méthodes immunologiques sont plus rapides à réaliser, nécessitent peu de matériel, et sont à cet égard des techniques d'avenir, notamment en épidémiologie.

Les tests de précipitation, de sensibilité comparable à l'immunofluorescence, sont qualitatifs ; ils permettent l'identification des anticorps dirigés contre les antigènes L, thermolabiles, de grande valeur diagnostique.

**** L'immunofluorescence indirecte :***

Ce test permet la visualisation au microscope des complexes antigène-anticorps localisés sur les parasites.

En présence d'anticorps antiparasitaires dans le sérum du patient, on verra les parasites du frottis coloré en vert brillant sous l'éclairage ultraviolet.

Appliquée à la détection des anticorps antiparazoitaires, c'est une méthode très sensible et spécifique. Par contre, pour la recherche des anticorps de formes sanguines asexuées, il existe des réactions croisées entre les 4 espèces plasmodiales parasites de l'homme. Seules les réactions homologues ont une sensibilité satisfaisante et sont spécifiques.

Cette méthode largement utilisée pour les enquêtes séroépidémiologiques est cependant lente et laborieuse dans le cas de l'analyse d'un grand nombre d'échantillons car non automatisable et nécessitant un appareillage onéreux.

*** L'hémagglutination passive ou indirecte.**

A une suspension de globules rouges sensibilisés par un antigène soluble, on ajoute le sérum du patient, puis on laisse incuber à 37° C. Les globules rouges subissent passivement l'agglutination, et la sédimentation se fait par paquets sous forme d'un précipité granuleux à bords réguliers ayant l'aspect d'une membrane friable.

C'est une technique simple nécessitant un équipement peu coûteux. Cependant elle manque de sensibilité car ne permet pas de déceler une infestation précoce ou chez un sujet âgé de 5 mois à 5 ans.

*** La technique D'ELISA**

Ce test très sensible permet l'emploi d'antigènes très purifiés susceptibles de conduire à des résultats spécifiques. La mesure se fait par lecture au spectrophotomètre.

C'est une technique simple, automatisable, très sensible pour détecter une primo-infestation précoce, elle donne un nombre de faux négatifs chez les enfants de moins de 5 ans.

Ces méthodes sérologiques ne remplacent en rien l'examen direct du sang, car les anticorps sont parfois absents ou sont à un taux trop faible pour être détecté.

Remarques : limites d'utilisation du diagnostic indirect.

- En cas de parasitémie nulle et de fièvre d'origine inconnue.
- En cas de prise d'antipaludique préalable à la démarche diagnostique.
- En cas de surveillance post thérapeutique.
- Dans le cas de donneurs de sang (risque de paludisme transfusionnel pour le receveur).
- Lors d'enquête épidémiologique.

I. 3 Numération des Plasmodiums

* Sur le frottis, la parasitémie ou densité parasitaire est exprimée en pourcentage d'hématies parasitées en établissant le rapport :

$$\frac{\text{Nbre d'hématies parasitées décomptées dans N champs microscopiques}}{\text{Nbre d'hématies saines décomptées dans N champs microscopiques}} \times 100$$

L'examen du frottis permet de détecter des parasitémies de l'ordre de 200 parasites par μl .

* Dans la goutte épaisse on compte le nombre de trophozoïtes de plasmodium pour 200 leucocytes sur la base d'une leucocytémie de 8000 par μl , on exprime la densité parasitaire en calculant le rapport suivant :

$$\frac{\text{Nombre de trophozoïtes comptés}}{200 \text{ leucocytes}} \times 8000 \text{ leucocytes}$$

exprimé en parasites / μl .

I. 4 Identification des différentes espèces de Plasmodium

L'identification de l'espèce de Plasmodium est nécessaire car elle permet de relever la gravité de l'infestation et la possibilité d'une chimiorésistance fonction de l'espèce.

L'identification des quatre espèces de plasmodium :

- *Plasmodium falciparum* ;
- *Plasmodium malariae* ;
- *Plasmodium vivax* ;
- *Plasmodium ovale*.

Repose sur les caractères morphologiques des différentes formes évolutives du Plasmodium et sur les modifications morphologiques des hématies parasitées. Les principaux caractères différentiels des plasmodiums sont donnés par la planche n° 3.

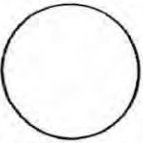
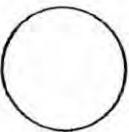
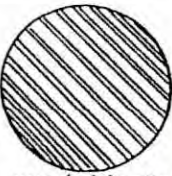
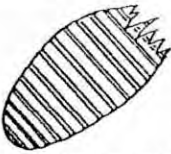
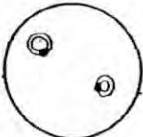
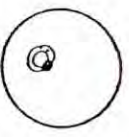
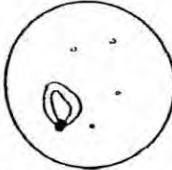
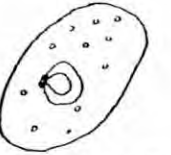
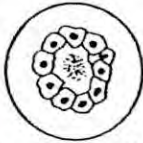
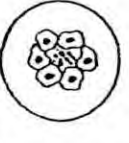
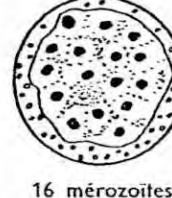
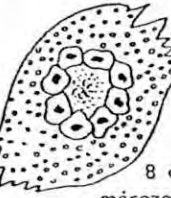
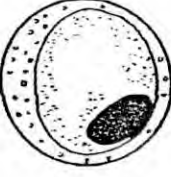
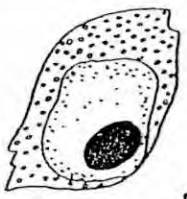
NOM	<i>P. falciparum</i>	<i>P. malariae</i>	<i>P. vivax</i>	<i>P. ovale</i>
DIAMÈTRE et affinités tinctoriales de l'hématie parasitée	 normal normochrome	 hématie rétractée normochrome	 grande hématie polychromatophile	 hématie ovalisée, polychromatophile
TROPHOZOITE ou SCHIZONTE jeune	 bi- ou tri-parasitisme fréquent		 grains de Schüffner	 grains de Schüffner
SCHIZONTE AGÉ	 dans les capillaires viscéraux	 bande équatoriale, pigment gros	 pigment fin	 pigment assez gros
CORPS EN ROSACE	 dans les capillaires viscéraux	 6 à 8 mérozoïtes	 16 mérozoïtes	 8 à 10 mérozoïtes
GAMÉTOCYTE				

Planche n° 3 : Principaux caractères différentiels des Plasmodiums parasites de l'homme

II. RECHERCHES DES MICROFILAIRES SANGUINES

La recherche des microfilaires sanguines peut se faire dans le sang capillaire comme dans le sang veineux :

- à l'état frais (entre lame et lamelle) ;
- après concentration par centrifugation ;
- après coloration de gouttes épaisses ou de frottis sanguins.

II. 1 Recherche dans le sang capillaire

Il faut choisir la bonne période de la journée pour faire le prélèvement, car certains microfilaires n'apparaissent dans le sang que la nuit, d'autres le jour seulement.

Tableau I : Période de prélèvement des microfilaires

Espèces	Période de prélèvement
<i>W. bancrofti</i> (var. <i>pacifica</i>)	à tout moment
<i>B. malayi</i>	Surtout la nuit (entre 22 h et 4 h)
<i>Loa loa</i>	Le jour (entre 10 h et 16 h)
<i>M. perstans</i>	à tout moment
<i>M. ozzardi</i>	à tout moment

Ces périodicités ne sont pas absolues. En outre, dans le sang veineux on trouve plus facilement les microfilaires à toute heure.

Technique

- En période de fraîcheur, tremper la main du malade dans une cuvette d'eau chaude pendant 5 minutes (ce qui augmente la quantité des microfilaires dans le sang des doigts).
- Désinfecter à l'alcool le doigt à piquer (3^{ème} doigt sur le coté au-dessous de l'ongle), bien le sécher et piquer avec un vaccinostyle.

- Recueillir la première goutte qui s'écoule (c'est celle qui contient le plus de microfilaires) directement au centre de la lame de verre.
- Ajouter sur la goutte de sang une goutte d'eau physiologique de volume sensiblement égal, mélanger avec le coin d'une lamelle, puis recouvrir d'une lamelle.
- Attendre que les courants des liquides s'immobilisent, commencer à examiner au microscope à l'objectif 10 x les bords de la préparation puis ensuite l'intérieur.

La présence d'un microfilaire se remarque d'abord par un mouvement rapide dans les hématies.

L'identification de certaines microfilaires est faite sur frottis coloré et non à l'état frais, mais par observation, on peut déjà grâce à leur mobilité porter une présomption sur l'identité de la microfilaire.

Tableau II: Différenciation des microfilaires à l'état frais

Caractère. Espèces	Longueur moyenne	Epaisseur moyenne	Mobilité
<i>W. bancrofti</i>	200-300 μ	8 μ	Mouvement d'ondulation souple. Très rapide, traverse le champ.
<i>Loa loa</i>	250-300 μ	8 μ	Mouvement d'ondulation souple assez doux. Traverse le champ, attirée par les bords de la lamelle.
<i>Brugia malayi</i>	220-250 μ	6 μ	Mouvement d'ondulations rapprochées, se déplace lentement à travers le champ.
<i>M. perstans</i>	150 μ	4 μ	Mouvements de frémissements brusques sur place. Ne quitte pas le champ, s'immobilise après 5-10 minutes.
<i>M. ozzardi</i>	150 μ	4 μ	Mouvements souvent très voisins de ceux de <i>M. perstans</i> .

II. 2 Recherche dans le sang veineux

II. 2. 1 Concentration après hémolyse

Matériel

- Seringue 5 ml, aiguille pour ponction veineuse ;
- centrifugeuse, tube conique à centrifuger ;
- solution anti-coagulation.

Technique

- Recueillir 4 ml de sang veineux au pli du coude avec la seringue. Verser immédiatement le sang recueilli dans un flacon contenant 1 ml de solution citratée, mélanger.
- Mesurer dans un tube à centrifuger conique 10 ml d'eau distillée, y ajouté 1 ml de sang citraté recueilli, mélanger avec un agitateur, attendre 5 minutes : les hématies sont hémolysées.
- Centrifuger 5 minutes à 1500 TPM, rejeter le surnageant et placer une goutte de culot entre lame et lamelle.
- Examiner au microscope à l'objectif 10 x avec un éclairage réduit. Les microfilaires sont encore mobiles, on peut alors distinguer leur gaine.

II. 2. 2 Concentration pour coloration : technique du sang laqué

Procéder d'une manière identique en remplaçant l'eau distillée par du formol à 2 %.

- Mélanger 10 ml de formol à 2 % à 1 ml de sang citraté dans un tube à centrifuger conique.
- Laisser 10 minutes en agitant de temps à autre, centrifuger 5 minutes à 1500 TPM.

- Prélever une goutte du culot de centrifugation sur une lame, étaler la goutte de culot de manière homogène et mince, laisser sécher à l'air libre.
- Fixer le frottis obtenu avec le mélange suivant : éther + alcool méthylique à partie égale. Laisser sécher 2 minutes à l'air libre.
- Colorer immédiatement, sans attendre, par le Giemsa (comme indiqué précédemment).

Les microfilaires apparaissent parfaitement colorés et identifiables.

III. RECHERCHE DE TRYPANOSOMES

Les Trypanosomes sont recherchés dans le sang :

- à l'état frais entre lame et lamelle ;
- après coloration de goutte épaisses ;
- après concentration par centrifugation répétée.

III. 1 Examen direct à l'état frais

Matériel

- Vaccinostyle, lame, lamelle, papier filtre ;
- réactifs : eau physiologique, eau tamponnée, colorant de Giemsa.

Technique

- Après désinfection, piquer avec le vaccinostyle le 3^{ème} doigt. Essuyer la 1^{ère} goutte avec un papier filtre. Recueillir 3 gouttes de sang :
 - 2 gouttes séparées sur une lame ;
 - 1 goutte sur une 2^{ème} lame.
- Recueillir 2 gouttes de sang sur 1 carré de papier filtre, laisser sécher.
- Sur la 1^{ère} lame, déposer 1 goutte d'eau physiologique à côté de la goutte de sang. Mélanger avec le coin d'une lamelle, puis recouvrir avec une lamelle.

- Porter au microscope, examiner à l'objectif 10 x. Attendre que les courants du liquide s'immobilisent, chercher d'abord sur les bords, rechercher un mouvement dans les hématies : le trypanosome les secoue de son flagelle au passage.
- Dès qu'il est remarqué, passer à l'objectif 40 x. vérifier qu'il s'agit bien d'un trypanosome.
 - *Longueur* = 15 à 25 μ ;
 - *Largeur* = 3 μ ;
 - *Forme* = celle d'un poisson allongé ;
 - *Mouvement* = assez lent, celui d'un serpent qui avance et se contracte avec une membrane ondulante, prolongée d'un flagelle mobile à l'avant.

Ne pas confondre avec une microfilaire qui est beaucoup plus grande 100 à 300 microns.

- Sur l'autre lame étaler le sang pour faire 2 gouttes épaisses comme précédemment cité.

Toujours faire l'examen de la goutte épaisse, même si l'examen à l'état frais semble positif, pour contrôler que la forme mobile observée était un Trypanosome.

Après coloration au Giemsa le trypanosome apparaît :

- *Cytoplasme* = bleu clair, avec plusieurs petits grains ;
- *Noyau* = gros central de couleur rouge violette ;
- *Granulation* = 1 grain compact rouge à l'arrière, le kinétoplaste ;
- *Membrane* = ondulante, rose rouge, qui part du kinétoplaste ;
- *Flagelle* = rose, il prolonge la membrane ondulante sur 5 microns.

Si la recherche est négative :

- Pratiquer 3 examens successifs 3 jours de suite.
- Adresser le papier filtre avec le sang séché à un laboratoire d'immunologie pour la recherche des IgM.

III. 2 Recherche après centrifugation

Deux méthodes sont utilisées.

III. 2. 1 Recherche après triple centrifugation

Matériel

- Centrifugeuse électrique à compte-tours précis, tube conique à centrifuger ;
- Pipette pasteur ;
- Réactifs : solution aqueuse de citrate trisodique à 5 g %.

Technique

- Disposer d'un tube à centrifuger conique avec un trait de jauge pour 10 ml, y mesurer 1ml de la solution de citrate.
- Recueillir directement dans le tube avec une aiguille 9 ml de sang veineux jusqu'au trait de jauge et agiter aussitôt.
- Centrifuger 3 minutes à 1000 TPM, prélever tout le plasma surnageant et la couche blanche au-dessus des hématies.
- Placer ce surnageant dans un tube n° 2, le centrifuger 10 minutes à 1500 TPM, prélever tout le liquide surnageant et conserver le culot.
- Placer ce 2^{ème} surnageant dans un tube n° 3, centrifuger 15 minutes à 3000 TPM.
- Examiner le culot des tubes n° 3 et n° 2 entre lame et lamelle au microscope.

Les trypanosomes sont trouvés dans le culot n° 3 et quelquefois dans le culot n° 2.

III. 2. 2 Méthode rapide en tube capillaire

Matériel

- Tube capillaire hépariné, centrifugeuse ; lame, lamelle ;
- Réactifs : solution d'Alsever.

Technique

- Prélever une goutte de sang capillaire du doigt, sur une lame de verre, ajouter aussitôt une goutte de volume égale de solution d'Alsever. Mélanger les 2 gouttes avec le coin d'une lamelle.
- Remplir au $\frac{3}{4}$ un tube capillaire hépariné avec ce mélange sang- Alsever de la lame. Boucher une extrémité du tube capillaire avec de la pâte à modeler.
- Placer le tube capillaire sur le plateau de la centrifugeuse pour micro-hématocrite, centrifuger 4 minutes à 12 000 TPM.
- Placer le tube capillaire centrifugé sur une lame l'y fixer par ses deux extrémités avec du ruban adhésif.
- Examiner au microscope à l'objectif 10 x pour repérer le mouvement des trypanosomes, à l'objectif 40 x pour vérifier leur morphologie.

Les trypanosomes sont rassemblés au sommet de la mince couche blanche, juste au-dessus du plasma.

Chapitre III : EXAMEN PARASITOLOGIQUE DES URINES

Excepté la présence d'œufs de Bilharzie, les urines montrent assez rarement des formes d'autres parasites.

Outre les œufs de Bilharzie, on peut trouver dans le culot de centrifugation des urines :

- un protozoaire flagellé = *Trichomonas vaginalis* ;
- des microfilaires = *W. bancrofti* et autres.... ;
- exceptionnellement des œufs d'Ascaris.

I. RECHERCHE D'ŒUFS DE BILHARZIE

Rappel

Les vers Bilharzies = *Schistosoma haematobium*, agent de la bilharziose vésicale, rencontrés en Afrique et Proche orient, pondent leurs œufs dans les vaisseaux sanguins proches de la vessie. Les œufs passent dans les urines souvent avec du sang.

Il existe deux modes de recherche :

- La recherche simple, qui consiste à centrifuger les urines puis à rechercher les œufs dans le culot de centrifugation ;
- La recherche par concentration (siphonage).

Matériel

- Centrifugeuse avec tube conique, éprouvette de 100 ml, 200 ml, 1000 ml ;
- Siphon préparé avec 2 tubes de verre courbés et un raccord ;
- Réactifs : clarifiant = soude à 10 g % et conservateur = Hcl + eau de javel.

Recueil des urines

Recueillir les urines entre 11 h et 17 h, période où elles sont les plus riches en œufs de Bilharzie. On peut juste avant le recueil faire effectuer 20 flexions

rapides au malade ou lui demander de courir sur 100 m ou de monter et descendre plusieurs fois un escalier, ceci pour augmenter l'élimination des œufs.

Attention : ne jamais laisser les urines fraîches sans conservateur à la lumière du jour qui éclore les œufs, les conserver à l'obscurité.

Si l'on doit conserver les urines avant de les examiner, ajouter :

- Pour 100 ml d'urine = 1ml d'Hcl + 2 ml d'eau de javel.

Les urines peuvent alors se conserver à la température ordinaire indéfiniment.

I. 1 Recherche simple

Technique

- Centrifuger l'urine dans des tubes coniques de 10 à 15 ml 5 minutes à 1500 TPM. Si l'urine est sanglante on peut la clarifier.
- Après centrifugation, rejeter l'urine surnageante, rendre homogène le culot en aspirant-refoulant avec un compte goutte capillaire.
- Prélever une goutte du culot homogénéisé, l'examiner entre lame et lamelle à l'objectif 10 x. Examiner l'œuf à l'objectif 40 x et 100 x, remarquer si l'embryon n'est pas légèrement mobile à l'intérieur de l'œuf, sinon chercher les cellules flammes, il y en a 4 placées au quatre coins de l'embryon.

On distingue dans ces cellules un mouvement continu et rapide de cils ; cela signifie que l'œuf est viable.

La recherche de la viabilité de l'œuf est seulement possible sur les urines fraîches non traitées. L'œuf viable montre que le malade héberge des vers vivants.

**** Recherche dans les urines sanglantes :***

Si les urines sont sanglantes (hématiques), la recherche est difficile, car les amas d'hématies peuvent cacher les œufs.

Donc si l'urine est sanglante, il faut la clarifier et pour cela : ajouter dans un tube à centrifuger 5 gouttes de solution de soude à 10 g %.

La soude va lyser les hématies et clarifier le culot. Les œufs seront réduits à l'état de coques toujours caractéristiques.

I. 2 Technique de concentration

Technique

- Placer 100 à 200 ml d'urine dans une éprouvette, ajouter pour 100 ml d'urine : 1 ml d'Hcl + 2 ml d'eau de javel.
- Laisser 24 h à température ordinaire. Les œufs vont se sédimenter dans le fond de l'éprouvette.
- Remplir le siphon d'eau sans bulles d'air, approcher l'éprouvette d'urine sans le secouer, introduire la partie recourbée en bec du siphon lentement dans l'éprouvette sans déplacer l'urine en tenant bouchée l'autre extrémité du siphon.
- Abaisser cette partie extérieure du siphon plus bas que l'éprouvette. La boucher sur un récipient de recueil, l'urine s'écoule doucement par le siphon jusqu'au niveau du bec du siphon.
- Bien secouer l'éprouvette pour mettre en suspension homogène les 10 ml d'urine résiduelle (ils contiennent tous les œufs de l'urine).
- Verser cette urine résiduelle dans un tube à centrifuger conique, centrifuger 5 minutes à 1500 TPM et rejeter l'urine surnageante.
- Avec un compte-gouttes mélanger le culot d'urine en aspirant-refoulant, puis déposer 3 gouttes sur une lame de verre.
- Recouvrir de trois lamelles se touchant bord à bord. Examiner à l'objectif 10 x.

Estimation de la quantité d'œufs éliminés :

Pour cela compter les œufs de bilharzie dans 3 bandes parallèles de champ microscopique de A à B = n œufs trouvés.

Déterminer combien il y a de bande de champs microscopiques pour la lamelle de A à C = M bandes.

Déterminer combien il y a de gouttes dans tout le culot centrifugé = G gouttes.

Si on traite 200 ml d'urines, il y en aura :

$$\frac{N \times M \times G}{\text{-----}} \quad \text{œufs/ 200 ml d'urines.}$$

Mais ce résultat est approximatif.

Aspect de l'œuf de *S. haematobium* :

Taille = 120 à 150 microns.

Forme = ovoïde avec un pôle bien arrondi et un éperon terminal à l'autre pôle.

Coque = lisse, très mince.

Contenu = un embryon bien formé, large avec de minuscules cils sur son pourtour.

Souvent l'œuf est entouré d'amas de leucocytes qui peuvent cacher l'éperon terminal.

II. RECHERCHE DE *Trichomonas vaginalis*

Sa recherche se fait dans les exsudats génito-urinaires, mais aussi dans le culot d'urines fraîches. On pourra retrouver des *Trichomonas* encore mobiles et caractéristiques.

La même technique de recherche simple d'œufs de Bilharzies s'applique ici.

Aspect :

Taille = 15 microns.

Forme = ronde, globulaire.

Mouvement = tourbillonne, tourne, vibre.

Membrane = ondulante sur le coté comme une nageoire d'un poisson, très mobile.

Flagelle = 4 flagelles.

III. RECHERCHE DE MICROFILAIRES

**** Wucheria bancrofti***

L'urine a un aspect lactescent, c'est à dire comme mélangée à du lait, car il y a passage de chyle provenant des vaisseaux lymphatiques endommagés « chylurie ».

Les microfilaires sont retrouvées encore mobiles (taille 200 à 300 μ de long, sur 8 μ de large). Elles dessinent des courbes arrondies et régulières, on parvient à voir la gaine dans l'urine. il y a aussi de nombreux leucocytes.

*** *Onchocerca volvulus***

Exceptionnellement, les microfilaires de l'onchocercose passent dans l'urine 5 à 10 % de cas. Elles sont retrouvées encore mobiles.

Taille 200 à 300 μ de long sur 8 μ de large, courbures anguleuses. Il n'y a pas de gaine, la tête est un peu élargie.

L'examen à l'état frais de la biopsie pourra confirmer cette découverte.

*** *Microfilaires sanguines accidentelles.***

Chez les malades bilharziens, un malade est à la fois infecté par les bilharzies vésicales et les filaires. L'infection par les bilharzies amène une perte de sang dans l'urine. Le sang en passant dans l'urine entraîne des microfilaires sanguines = *W. bancrofti* ; *Loa loa* ; *M. pertans*.

Il y aura alors de très nombreuses hématies intactes dans le culot urinaire.

IV. ŒUFS D'ASCARIS ET D'AMIBES

- Les œufs d'Ascaris sont retrouvés exceptionnellement dans les urines, en cas de migration du ver dans les voies urinaires.
- On peut rencontrer très exceptionnellement une amibe (*H. hystolitica*) dans les urines avec de nombreuses hématies.

Remarque : Ne pas prendre pour un parasite, les spermatozoïdes qui peuvent être retrouvés mobiles dans les culots d'urines fraîches.

Chapitre IV : EXAMEN PARASITOLOGIQUE DE LA PEAU

I. RECHERCHES DES MICROFILAIRES CUTANÉES : Onchocercose

Rappel

L'onchocercose est une maladie parasitaire due au ver *Onchocerca volvulus*. Les vers femelles et mâles vivent dans les tissus sous-cutanés de l'homme, pelotonnés dans le derme. L'onchocercose sévit dans toute l'Afrique noire et un peu en Amérique centrale tropicale. Elle est transmise ainsi par la piqure de la sumilie.

matériel

- Pince emporte pièce spéciale ;
- Aiguille pour injection intramusculaire ou sous-cutanée ;
- Bistouri ordinaire ou lame de rasoir, lame, lamelle ;
- Réactifs : eau physiologique, alcool, poudre sulfamidée.

Prélèvement

On prélève avec une pince emporte pièce spéciale.

Où prélever ?

- Malades avec nodules, rechercher les nodules :
 - sur le flanc au niveau des côtes ;
 - sur la hanche ;
 - sur les jambes ;
 - sur le dos (omoplate).
- Malades sans nodules, prélever la peau en haut de la fesse sur le cadran supéro-externe.

Si la recherche y est négative, prélever ensuite :

- sur le mollet à la partie supérieure externe ;
- sur l'omoplate au centre.

technique

- Flamber à l'alcool le bistouri ou la lame de rasoir et l'aiguille.
- Désinfecter la région choisie à l'alcool avec une compresse de gaze de préférence.
- Enfoncer sous l'épiderme la pointe de l'aiguille de 2 à 3 mm seulement à l'aide de la main gauche. Tirer la peau au maximum avec la pointe de l'aiguille.
- Placer la lame de bistouri au-dessus de la pointe de l'aiguille sur la peau tirée avec la main droite, couper d'un coup sec le morceau de peau tirée en suivant le plus près possible la pointe de l'aiguille avec la lame.

Le morceau prélevé doit rester fixé à la pointe de l'aiguille. Il ne doit pas être souillé de sang : on dit que la biopsie doit être « exsangue ».

- Placer le morceau de peau coupé dans la goutte d'eau physiologique déposée sur une lame de verre, en s'aidant de la lame de bistouri au besoin. Ne pas aplatir le morceau de peau, car s'il n'y avait qu'une seule microfilaire, elle pourrait être ainsi détruite.
- Recouvrir d'une lamelle, si un côté de la peau ne baigne pas dans l'eau physiologique, ajouter de l'eau physiologique sous la lamelle à l'aide d'une pipette pasteur jusqu'à ce que toute la surface sous la lamelle soit remplie d'eau physiologique.

Attendre 2 à 3 minutes, pendant ce temps nettoyer la plaie de la coupure à l'alcool et saupoudrer la plaie de poudre sulfamidée qui favorise la cicatrisation. Recouvrir d'un pansement adhésif.

- Examiner au microscope à l'objectif 10 x, les contours du morceau de peau.

Les microfilaries en sortent attirées par l'eau, elles sont très mobiles avec une longueur de 200 à 300 μ sur 8 μ de largeur, la courbure du corps assez anguleuse, extrémité avant un peu élargie, la queue effilée et recourbée.

Il faut savoir attendre 10 minutes pour les prélèvements très pauvres en microfilaires. Si on ne voit pas sortir de microfilaires, examiner aussi l'intérieur du morceau de peau : par transparence, on pourra y voir se mouvoir un microfilaire.

Aspect après coloration

Un frottis sur lame est fait en écrasant le prélèvement cutané. Il est fixé par l'alcool méthylique 1 minute et coloré par un Giemsa spécial.

Onchocerca volvulus apparaît sans gaine, extrémité avant élargie, courbure rigide, queue amincie graduellement et brusquement incurvée. Gros noyaux ovales, allongés bleu noir bien séparés ; ils ne vont pas jusqu'à la fin de la queue.

II. AUTRES

*** *Mansonella streptocerca***

Ce ver assez rare ne serait pas pathogène, mais sa microfilaire est trouvée dans la peau. Elle est moins large 5μ , un peu moins longue (200μ). L'extrémité avant n'est pas élargie, la queue est recourbée en crosse ronde, les noyaux sont petits et vont jusqu'à la fin de la queue.

*** *Loa loa***

Les microfilaires de *Loa loa* sont dans le sang mais si la biopsie cutanée a été souillée par des traces de sang, on pourra y trouver ces microfilaires assez difficiles à différencier à l'état frais d'*Onchocerca volvulus*.

Même longueur, même largeur ; mobilité plus rapide, extrémité avant non élargie, pourvu de gaine.

Remarque

En cas de doute, faire un examen de sang frais du doigt entre lame et lamelle pour y rechercher des microfilaires sanguines. Si l'examen est positif faire un frottis cutané coloré et une goutte épaisse du sang colorée, pour identifier les espèces.

Chapitre V : AUTRES EXAMENS PARASITOLOGIQUES

D'autres examens directs sont souvent nécessaires :

- Recherche des œufs de *Paragonimus* dans les crachats.
- Des Leishmanies dans les frottis de ponction de la moelle ou de la rate et surtout de Trypanosomes dans le suc ganglionnaire ou le culot de centrifugation d'une grande quantité de liquide céphalo-rachidien (L.C.R).

I. RECHERCHE DANS LES CRACHATS

**** Œufs de douves du poumon***

La douve du poumon : *Paragonimus westermani*, ce ver plat qui ressemble à un grain de café se fixe dans les bronches. Le malade s'infecte en consommant des crabes de rivières mal cuits. Les crachats sont bruns-rouillés.

matériel

- Centrifugeuse avec tubes coniques, agitateur en verre ;
- anse de platine, lame, lamelle ;
- réactifs : solution de soude à 3 %.

technique

- Ajouter au crachat recueilli dans un pot une quantité égale de soude à 3 %. Bien mélanger pendant 3 minutes.
- Verser tout le mélange dans un tube à centrifuger, centrifuger 5 minutes à 2000 TPM.
- Jeter le liquide surnageant, prendre une goutte du culot avec l'anse de platine, la déposer sur une lame. Examiner entre lame et lamelle au microscope à l'objectif 10 x et 40 x.

Aspect des œufs :

Taille = 100 μ de long.

Forme = ovale avec souvent un coté un peu aplati.

Opercule = aplati, comme un petit chapeau posé sur l'œuf, avec un rebord visible.

Coque = lisse, avec un épaississement marqué au pôle opposé à l'opercule.

Contenu = espace centrale claire entourée de cellules.

Couleur = brun doré.

*** Œufs de Bilharzie**

Très exceptionnellement, on peut trouver par cette méthode dans les crachats des œufs de *S. haematobium* à éperon terminale, quelquefois *S. mansoni* et *S. japonicum*.

*** Scolex à hydatique**

Les malades infectés par le *Tænia échinocoque* peuvent quelquefois présenter un kyste hydatique du poumon. En cas de rupture du kyste dans les bronches, on trouve dans les crachats souvent sanglants des Scolex.

Aspect :

Taille = environ 150 μ .

Forme = ronde, irrégulière ou ovoïde avec un pôle un peu aplati.

Contenu = incolore, transparent puis finement granuleux mais avec une couronne de crochets bien nets.

*** Œufs de Syngamus**

Taille = 90 microns de long.

Forme = ovale, légèrement aplati sur l'un des cotés.

Coque = double coque incolore, une externe très mince avec une fine striation et l'autre interne lisse, épaisse.

Contenu = deux grosses cellules arrondies grises avec un centre clair.

Dans les crachats frais après quelques heures, les cellules se divisent en 4, 8...

Ne pas confondre avec un œuf d'*Ascaris* décortiqué.

II. RECHERCHE DANS LE L.C.R

II. 1 Recherche du trypanosome

Rappel

Dans la trypanosomiase humaine africaine (maladie du sommeil), les trypanosomes passent dans le L.C.R marquant ainsi le début de la période nerveuse et terminale de la maladie : généralement 3 mois après le début de l'infection, pour les infections à *T. gambienne* et 3 semaines pour les infections à *T. rhodesiense*.

Matériel

- Tube conique à centrifuger, centrifugeuse ;
- pipette pasteur, lame lamelle ;
- réactifs : alcool méthylique, colorant de Giemsa.

Technique

Ne pas oublier de réserver quelques gouttes de L.C.R pour y compter les leucocytes.

- Centrifuger la plus grande partie du L.C.R disponible dans un tube conique 10 minutes à 1500 TPM, décanter le liquide surnageant, le conserver pour le dosage chimique.
- Garder le tube retourné pointe en haut, en l'inclinant à 45°, puis placer la pointe de la pipette pasteur au contact du culot, il passe dans la pipette par capillarité.
- Déposer le culot sur deux lames en raison d'une goutte par lame.

- Sur la première lame, recouvrir la goutte de culot par une lamelle, l'examiner immédiatement au microscope :
 - D'abord à l'objectif 10 x, attendre que les courants des liquides s'immobilisent puis examiner les bords de la préparation. Rechercher un mouvement entre les leucocytes du culot ; le Trypanosome les secoue de son flagelle au passage.
 - Dès qu'il est remarqué passer à l'objectif 40 x à fort grossissement.

Aspect des Trypanosomes à l'état frais

Longueur = 15 à 25 μ .

Forme = celle d'un poisson allongé avec une membrane ondulante et un flagelle.

- Sur la deuxième lame, étaler la goutte de culot en petits cercles concentriques avec la pointe de la pipette, laisser sécher à l'air libre.
- Fixer l'étalement par l'alcool méthylique 1 minute.
- Colorer par le Giemsa comme pour une goutte épaisse de sang.

II. 2 Autres parasites du L.C.R

Leur identification délicate doit être faite par un spécialiste.

*** *Toxoplasmoses***

L'aspect du L.C.R est xanthochromique, ce sont des parasites intracellulaires de 4 à 6 microns de long, à forme de banane avec 1 noyau ovale.

*** *Cysticerque de Taenia solium***

On le retrouve très exceptionnellement.

*** *Amibe***

Retrouvé très exceptionnellement.

2^{ème} PARTIE :

TRAVAIL PERSONNEL

Chapitre I : CADRE BIOGEOGRAPHIQUE (27)

Le district de Fatick, superposable au département de Fatick, a été subdivisé en deux zones opérationnelles par arrêté préfectorale du 22 mai 1995 :

- le district de Fatick ;
- la zone opérationnelle de Diofior.

Cette décision a été motivée par un souci de rendre plus fonctionnelles ces structures sanitaires existantes. En effet, l'étendue trop vaste et le grand nombre de postes de santé posaient de réels problèmes de supervision et de coordination.

I. DONNEES GEOGRAPHIQUES

Le district de Fatick couvre les trois départements : Niakhar, Tattaguine et Diakhao y compris la commune de Fatick. Il a une superficie de 2030 km², soit 25 % de la superficie de la région.(voir carte n° 1)

Il est limité à l'est par le département de Gossas, à l'ouest par le département de Mbour et l'arrondissement de Fimela, au nord par le département de Bambey et au sud par ceux de Foudiougne et Kaolack.

Le district de Fatick se trouve dans la zone de climat sahélien. Il est caractérisé par un climat chaud et sec comprenant deux saisons :

- une saison sèche (de novembre à mai) période pendant laquelle la température peut atteindre 40° à l'ombre ;
- une saison des pluies communément appelée hivernage (juin à octobre) correspondant à la période des cultures, bien qu'il soit le moins arrosé de la région.

Sur le plan physique, le département se caractérise par un relief plat avec un sol sablonneux ne posant pas de problème d'accessibilité, les pistes restent praticables pendant la saison sèche. Par contre, durant l'hivernage, l'existence de marigots rend hypothétique l'accès.

Le réseau hydrographique outre une portion du bras de mer appelé le « SINE » est constitué de quelques marigots dont les régimes sont tributaires des précipitations.

Par ailleurs, en terme de réalisation et surtout de dispersion spatiale, le district de Fatick est bien équipé en forage avec borne fontaine, puits ordinaires. Le seul facteur limitant est le goût salé de cette eau dont la teneur élevée en fluor (7,5 mg / L) amène les populations à consommer l'eau des puits plus exposée à la contamination et aux souillures que l'eau des forages : d'où l'endémicité des maladies d'origines hydriques.

La végétation est constituée d'une savane claire avec quelques forêts classés et des zones de reboisement avec les services des eaux et forêts, du PRECOBA.

II. DONNEES DEMOGRAPHIQUES

Sur le plan administratif, le district de Fatick compte une commune chef-lieu de région comprenant 9 quartiers et trois arrondissements : Diakhao, Niakhar et Tattaguine. Sa population est estimée à 172 808 habitants en 1996 (dont au niveau de la commune 39 000 habitants) avec une densité de 89 hbts au km², elle est essentiellement rurale.

Sur le plan démographique et sanitaire quelques indicateurs sont relevés :

- enfants de 0 à 11 mois : 7949
- enfant de 1 à 4 ans : 32 834
- taux de natalité : 4,6 %
- TMI : 68 / 1000

- taux de mortalité infanto-juvenile : 131 / 1000 (enquête de Dr BOUILLIN, coopération française).

III. DONNEES SOCIO-ECONOMIQUES

III. 1 Données culturelles

La majorité de la population du district est musulmane. Cependant, encore une partie reste attachée à la tradition, ce qui justifie en partie l'existence et le développement de la médecine traditionnelle qui bénéficie d'un grand centre expérimental : celui de MALANGO.

Sur le plan ethnique, les Sérères constituent la majorité de la population. Néanmoins, on trouve des Ouolofs, des Pulars, des Mandings et autres.

III. 2 Données économiques

*** Agriculture**

L'agriculture occupe 90 % de l'activité de la population du district. On y cultive du mil, du riz, du niébé avec un produit de rente : l'arachide. La culture de légumes et de fruits se pratique mais à faible échelle.

*** Elevage**

A cause de l'influence néfaste des aléas climatiques sur l'environnement sylvo-pastoral, l'évolution du cheptel connaît une tendance à la baisse. Le tableau III donne un aperçu de la situation en 1996.

Tableau III : Distribution du cheptel en 1996

Espèces	Nombre de têtes
Bovins	74 300
Ovins	76 400
Caprins	84 500
Porcins	39 530
Volailles	422 900

*** pêche**

Les activités de pêche sont pratiquement nulles. L'essentiel de la consommation en poisson et autres produits halieutiques proviennent des départements de Mbour et Foundiougne.

*** Réseau routier**

Il est constitué principalement par :

- La route nationale I qui traverse le district ;
- deux principales pistes de production :
 - Fatick- Bambey ;
 - Fatick- Diourbel.

Le reste est constitué de pistes assez praticables.

*** *Artisanat***

L'artisanat est de type traditionnel, regroupé dans certaines localités en GIE et coordonné par la chambre des métiers de Fatick.

*** *Commerce***

La proximité des grandes villes que sont Mbour (60 km) et Kaolack (42 km) permet l'approvisionnement du marché peu florissant.

Le commerce se résume au commerce de détail, centralisé aux marchés fixes et hebdomadaires.

*** *Industrie***

Le tissu industriel est réduit aux activités de l'usine AGRIFA (actuellement fermé) et à l'exploitation du sel par SELSINE I et SELSINE II, toutes ces structures sont regroupées dans la commune.

*** *Tourisme***

Pour ce qui est du tourisme, les activités sont très faibles. Les réceptifs touristiques sont : le campement étatique « MINDISS » et le centre touristique municipal.

IV. DONNEES SANITAIRES

Le district de Fatick compte :

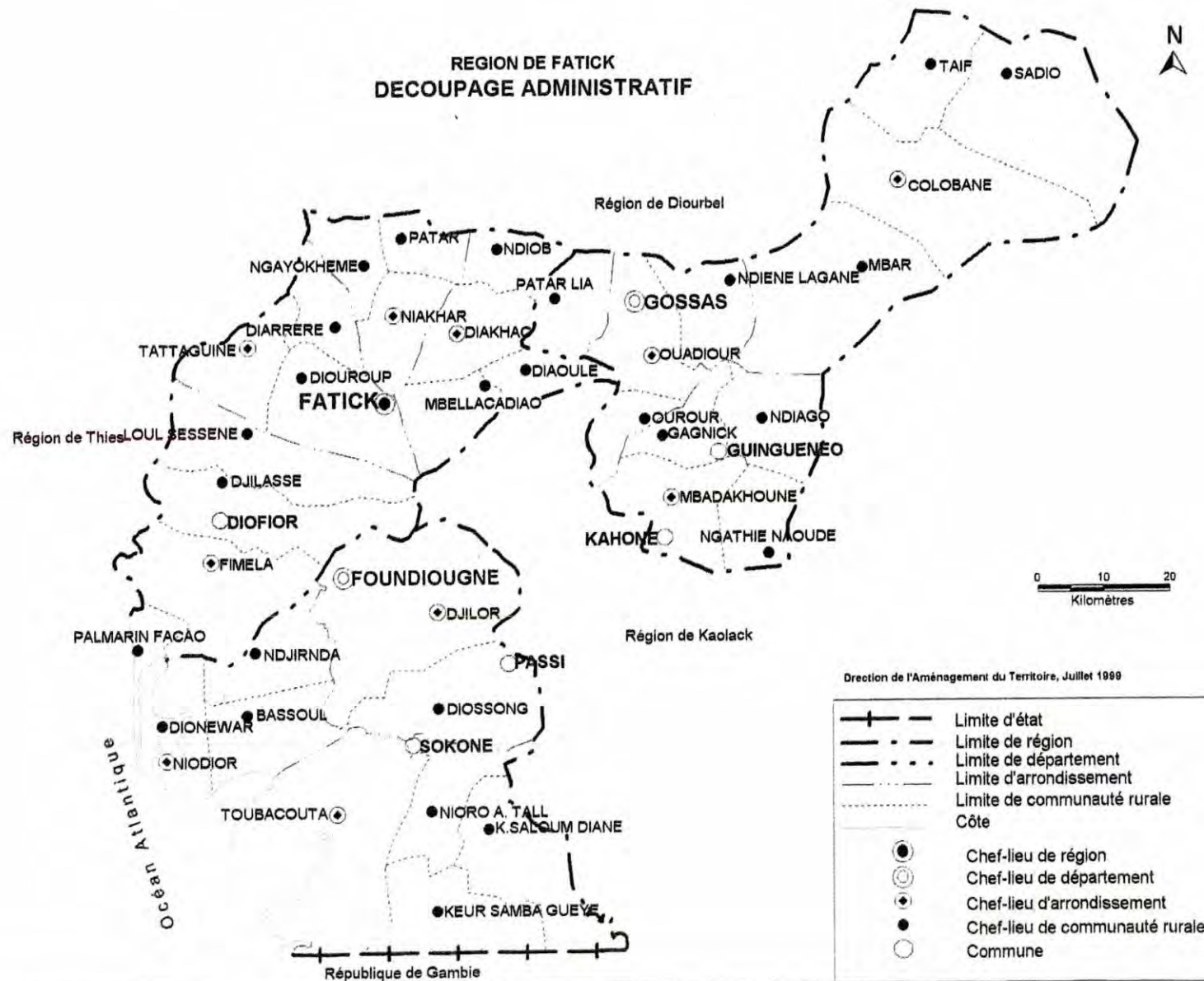
- 1 centre de santé sis dans la commune ;
- 1 CPRS ;
- 1 centre (régional) de référence SMI / PF (intégré au service SMI du centre de santé) ;
- 20 postes de santé : dont 2 privés et 1 scolaire ;
- 1 centre d'expérimentation de médecine traditionnelle (MALANGO) en relation avec le district ;
- 1 centre de recherche (ORSTOM) à Niakhar ;
- 15 maternités rurales ;

- 17 cases de santé.

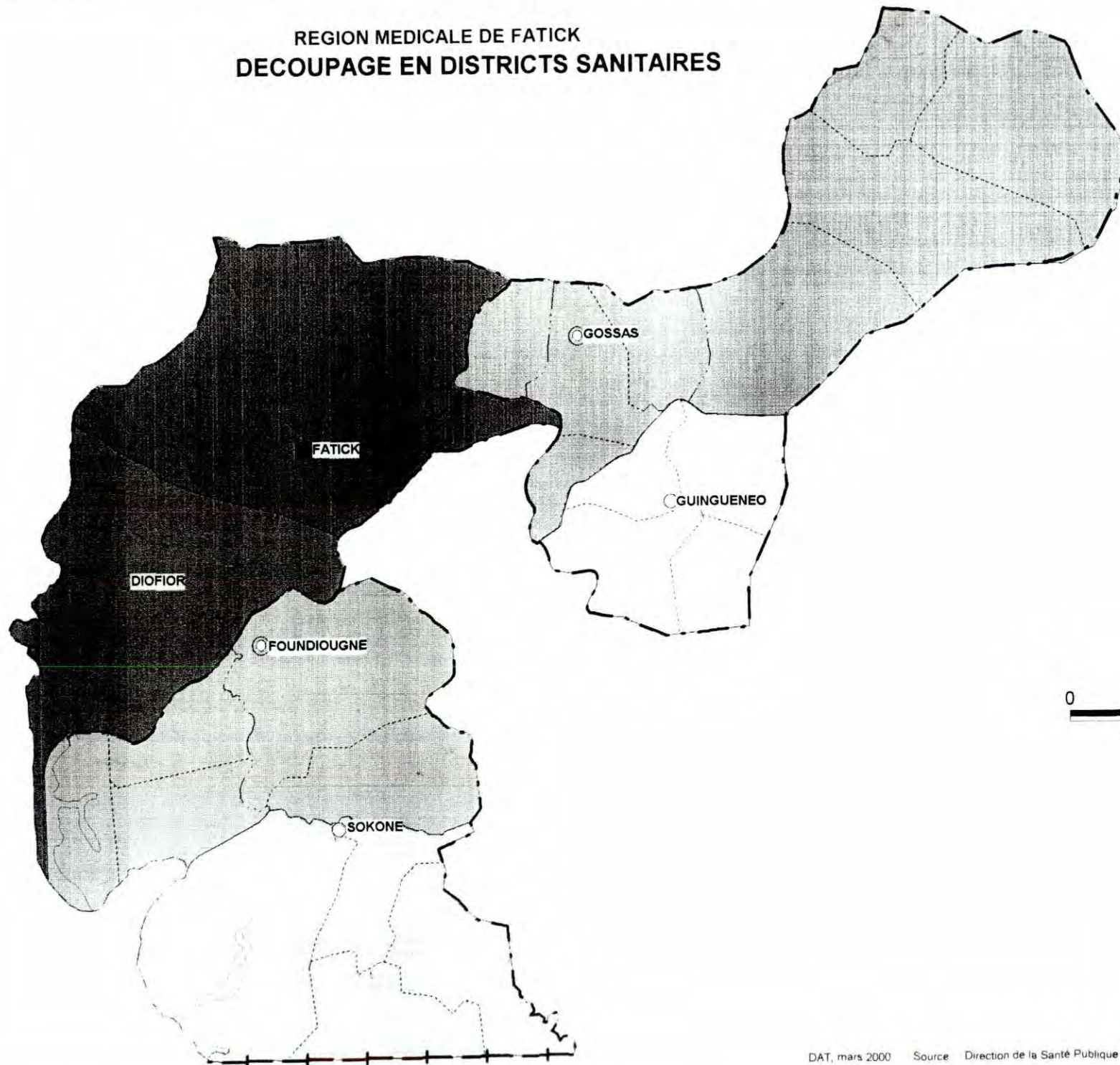
A cela, il faut ajouter 2 officines.

En matière d'infrastructure, le district est bien fourni en poste de santé tant sur le plan interne (1 P.S / 9000 habitants) que sur le plan régional (32 % des postes santé de la région). Cependant, ceci ne devrait pas occulter la disparité de la répartition des postes de santé. En effet, l'éloignement de certains villages par rapport aux postes de santé commande la création de nouvelles structures pour faire face à l'inaccessibilité géographique.(voir carte n ° 2)

REGION DE FATICK DECOUPAGE ADMINISTRATIF



REGION MEDICALE DE FATICK DECOUPAGE EN DISTRICTS SANITAIRES



0 15 30
Kilomètres

- DIOFIOR
- FATICK
- FOUNDIOUGNE
- GOSSAS
- GUINGUENEO
- SOKONE

Chapitre II : MATERIELS ET METHODES

Nous avons réalisé une étude rétrospective portant sur les examens parasitologiques effectués au district sanitaire de Fatick de 1996 à 2000 à partir des registres d'analyse du laboratoire.

Nous avons retenu tous les examens parasitologiques dûment transcrits sur le registre, principalement (les gouttes épaisses, les examens de selles K.A.O.P, les culots urinaires). Le registre est libellé selon le procédé suivant :

- Nom et prénom du malade ;
- Sexe ;
- Age ;
- Adresse ;
- Service demandeur ;
- Résultat.

Les Données incomplètes sur le registre d'analyse n'ont pas été prises en compte.

La collecte des résultats a été faite manuellement par comptage direct sur le registre d'analyse. Toutes les données recueillies ont été saisies à l'ordinateur et traitées grâce au logiciel Word et Excel.

Chapitre III : RESULTATS

I. ORGANISATION DU LABORATOIRE

Le laboratoire est dirigé par un technicien supérieur, assisté par une aide technique.

Il fonctionne en permanence du lundi au vendredi de 8 h à 16 h et au besoin l'heure de fermeture peut être dépassée.

Outre les examens parasitologiques (gouttes épaisses, selles K.A.O.P, culots urinaires), le laboratoire effectue des examens bactériologiques (ECBU, PV BAAR), des examens biochimiques (glycémie, albumine-sucre, transaminase) et des examens hématologiques (TE, BW, GRh, taux d'hémoglobine).

I. 1 Les locaux

Le laboratoire se situe juste à l'entrée du district près de la maternité. Il dispose de trois pièces :

- une salle d'accueil qui sert aussi bien de salle de prélèvement que de bureau au responsable du laboratoire ;
- une salle climatisée servant de paillasse de manipulation.

Tout récemment, au mois d'octobre 2000, le laboratoire a fait l'objet d'une légère extension, le dotant d'une troisième pièce, qui a servi au désengorgement du matériel.

I. 2 Les moyens humains

Au cours de ces cinq dernières années (1996 à 2000), le personnel du laboratoire a connu des mouvements. Le tableau IV en donne la situation.

Tableau IV : Personnel du laboratoire de 1996 à 2000

Année	Effectifs	Qualification
1996	3	2 techniciens supérieurs 1 aide-technique
1997	4	3 techniciens supérieurs 1 aide-technique
1998	3	2 techniciens supérieurs 1 aide-technique
1999-2000	2	1 technicien supérieur 1 aide-technique

I. 3 Equipement

L'équipement est réduit à sa simple expression, le tableau V en donne la situation.

Tableau V : Matériels du laboratoire

Nbre	désignation	Bon état	Mauvais état	Hors Usage
1	Congélateur	1	-	-
2	Réfrigérateur	1	-	-
1	Armoire métallique	-	1	-
1	Armoire en bois	1	-	-
5	Microscope	2	2	1
1	Colorimètre	1	-	-
1	Centrifugeuse	1	-	-
2	Bouteille à gaz butane	2	-	-
1	Rotator	1	-	-
4	Balance trébuchet	4	-	-
1	Split système	-	1	-
3	Etuve	2	1	-
1	Balance de précision	1	-	-
1	Minuterie	1	-	-
1	Table bureau	1	-	-
3	Chaise	3	-	-
1	Table gynécologique	1	-	-
1	Baladeuse	-	1	-
5	Tabouret	5	-	-
1	Cocotte	1	-	-
6	Plateau	6	-	-
1	Séchoir électrique	1	-	-
3	Seau	3	-	-
1	Bain-marie	1	-	-
1	Bassine PM	1	-	-
1	Distillateur	1	-	-
1	Classeur à clapet	1	-	-
1	Chaîne ELISA	1	-	-
1	Multiprise	1	-	-
1	Pipette multi-système	1	-	-
1	Pipette 5 à 50 ml	1	-	-
1	Régulateur	1	-	-
2	Pipette 200 à 1000 ml	2	-	-

I. 4 Les moyens financiers

Financièrement, le laboratoire est entièrement prise en charge par le comité de santé.

I. 5 Tarification des analyses

Les examens parasitologiques sont effectués à un coût relativement acceptable pour les populations. Les prix varient de 300 à 1000 francs CFA :

- Gouttes épaisses = 500 francs ;
- Selles K.A.O.P = 300 francs ;
- Culot urinaire = 1000 francs.

I. 6 Commande- approvisionnement et gestion du stock

En fonction de l'état du stock, le responsable du laboratoire lance la commande. Il fait l'expression des besoins qui est adressé au médecin-chef qui se charge de le transmettre au comité de santé.

Le stock est géré par le responsable du laboratoire qui, après réception de la commande, établit une fiche de stock sur laquelle sont mentionnées :

- la dénomination du produit ;
- la quantité ;
- la date d'entrée, de sortie et celle de péremption.

II. BILAN D'ACTIVITE DU LABORATOIRE

Les activités du laboratoire se résument aux opérations suivantes :

II. 1 Accueil des patients et réception des prélèvements

Les externes sont reçus du lundi au vendredi de 8 h à 11 h. Ils se présentent munis de leur bulletin d'analyse où figurent : le nom, l'âge, le sexe, le service demandeur et l'examen demandé.

Ils payent d'avance le ticket d'analyse auprès de la réceptionniste qui siège à la porte d'entrée du district.

Les prélèvements des malades hospitalisés sont reçus selon la même procédure et sur leur bulletin d'analyse figure, en plus des mentions précédemment citées, le numéro de lit du malade.

II. 2 Prélèvement des produits pathologiques

**** Recueil des selles***

A défaut de remettre des boîtes en plastique, des flacons à bouchon à cuillère (modèle spéciale pour le recueil des selles), le laboratoire charge les patients d'apporter l'échantillon de selle fraîchement émis le matin dans une boîte d'allumette.

**** Recueil du sang***

Le prélèvement du sang capillaire est effectué au bout du doigt de la main à l'aide d'un vaccinostyle stérile. Chez les enfants de moins de 6 mois on pique le gros orteil du pied ou le talon.

La goutte de sang recueillie est déposée sur une lame en vue de confectionner une goutte épaisse.

**** recueil des urines***

Le recueil des urines se fait le matin de 9 h à 10 h dans des flacons à bouchon en plastique remis au patient.

II. 3 Conservation des produits pathologiques

Les produits pathologiques devant subir une analyse parasitologique sont rarement conservés. L'analyse se fait extemporanément dès la réception des prélèvements.

II. 4 Interprétation et délivrance des résultats

Les résultats sont vus et validés par le responsable du laboratoire, transcrits sur le bulletin d'analyse dûment signé et cacheté.

Ils sont par la suite transcrits sur le registre d'analyse avant d'être délivrés au patient. La délivrance a lieu aux environs de midi, voir le surlendemain sauf en cas d'urgence.

III. EVALUATION DES EXAMENS PARASITOLOGIQUES

Le laboratoire du district sanitaire de Fatick effectue des examens parasitologiques variés :

- des examens de sang : gouttes épaisses ;
- des examens de selles : recherche de K.A.O.P ;
- des examens d'urine = culots urinaires à la recherche de :
 - d'œufs de bilharzie (*Schistosoma haematobium*)
 - et de *Trichomonas vaginalis*.

Ces analyses sont pratiquées principalement à la demande des différents services du district en l'occurrence : le médecin chef, le triage et la maternité. Elles sont également effectuées pour des patients venus d'autres formations médicales : dispensaire, P.M.I, centre médico-scolaire, cabinets médicaux.

III. 1 Aspect quantitatif

III. 1. 1 Bilan général global de 1996 à 2000

Durant ces cinq dernières années (de 1996 à 2000), le laboratoire du district sanitaire de Fatick a effectué 2 650 examens parasitologiques, soit 26,28 % de la demande en analyses réalisées (10 082).

En moyenne, 530 analyses ont été réalisées par an, le minimum en 2000 et le maximum en 1997. Nous notons d'année en année de 1998 à 2000 une évolution décroissante de la demande. Le tableau VI en donne la distribution.

Tableau VI : Répartition annuelle des examens parasitologiques effectuées de 1996 à 2000

<i>Année</i>	<i>Nbre d'examens effectués</i>
1996	713
1997	781
1998	557
1999	370
2000	229
TOTAL	2 650

Principalement trois types d'examens parasitologiques ont été répertoriés (Gouttes épaisses, Selles K.A.O.P et Culots urinaires), les autres examens parasitologiques (examen du L.C.R à la recherche de Trypanosomes et de *Cryptococcus neoformans* ; examens parasitologiques de ponction sous-occipitale post-mortem suite au neuropaludisme) n'ont pas été identifiés. La figure 1 en donne la distribution globale.

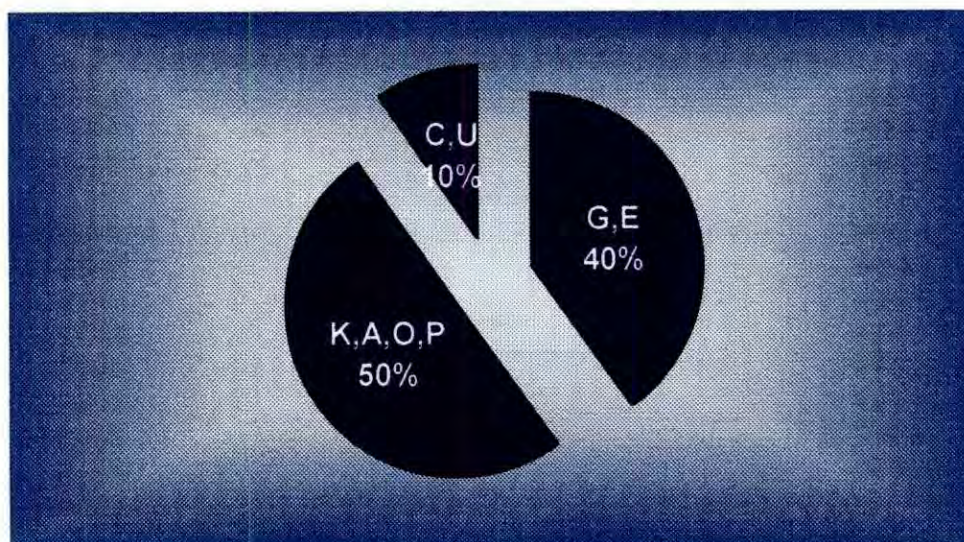


Figure 1 : Répartition globale par type des examens parasitologiques de 1996 à 2000

Cette figure 1 montre une prépondérance des examens de selles K.A.O.P.

III. 1. 2 Bilan par type d'analyse

Pour les trois principaux types d'analyses parasitologiques recensées :

- gouttes épaisses ;
- selles K.A.O.P ;
- culots urinaires.

Nous présentons sous forme de tableau leur distribution annuelle et mensuelle. L'évolution de la demande globale au cours de ces cinq dernières années (1996 à 2000) est schématisée sous forme de diagrammes en barre.

*** Gouttes épaisses**

- Répartition annuelle

Le laboratoire a effectué au cours de ces cinq dernières années 1 058 gouttes épaisses, soit 40 % des examens parasitologiques.

En moyenne, 212 gouttes épaisses ont été réalisées par an, le minimum est observé en 2000 et le maximum en 1997. Et Nous notons une chute de la demande en 2000 avec une évolution dans l'ensemble décroissante.

Le tableau VII en donne la répartition annuelle.

Tableau VII : Répartition annuelle des gouttes épaisses de 1996 à 2000

<i>Année</i>	<i>Nombre d'examens</i>
1996	299
1997	351
1998	231
1999	109
2000	65
<i>TOTAL</i>	<i>1 058</i>

- Répartition mensuelle

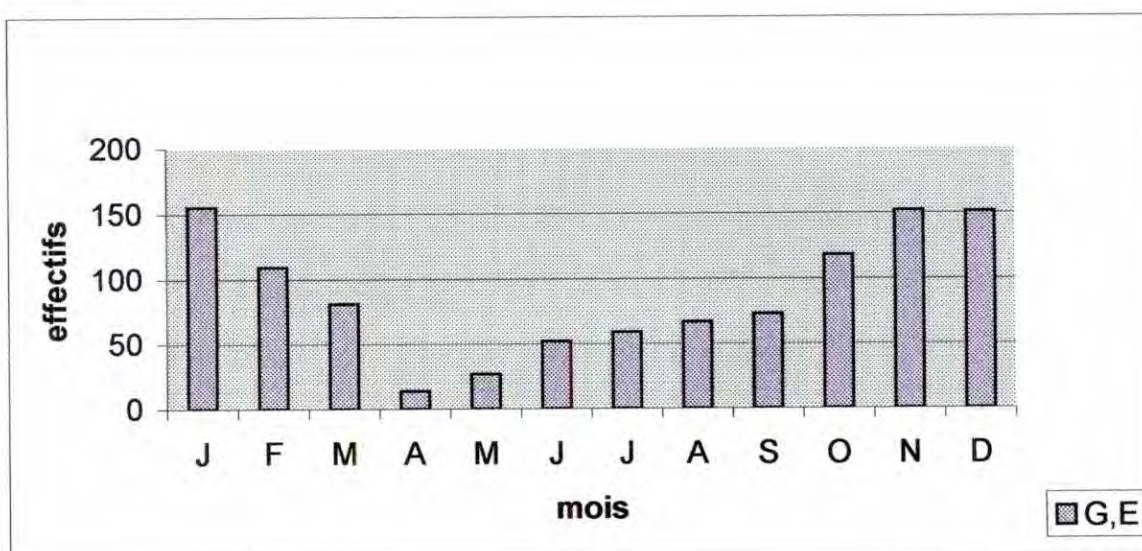
La répartition mensuelle montre au début et à la fin de l'hivernage une demande en goutte épaisse assez importante, avec une baisse de mars en juin coïncidant avec la saison sèche.

Le tableau VIII donne la situation.

Tableau VIII : Distribution mensuelle des G. E de 1996 à 2000

<i>Mois</i>	<i>Nombre d'examens</i>
Janvier	155
Février	109
Mars	81
Avril	14
Mai	27
Juin	52
Juillet	59
Août	67
Septembre	73
Octobre	118
Novembre	152
décembre	151
TOTAL	1 058

La figure 2 en donne l'illustration.

**Figure 2** : Répartition mensuelle des gouttes épaisses de 1996 à 2000

** Examens de selles K.A.O.P*

- Répartition annuelle

En moyenne, 266 examens de selles ont été effectués, le minimum est observé en 2000 et le maximum 1996. Dans l'ensemble l'évolution de la demande est décroissante. Le tableau IX en donne la distribution.

Tableau IX : Distribution annuelle des selles K.A.O.P

<i>Année</i>	<i>Nombre d'examens</i>
1996	372
1997	353
1998	251
1999	211
2000	145
<i>TOTAL</i>	<i>1 332</i>

- Répartition mensuelle

La répartition mensuelle montre dans l'ensemble une évolution assez fluctuante de la demande avec une baisse légèrement significative d'octobre en novembre. Le tableau X en donne la distribution.

Tableau X : Répartition mensuelle des selles K.A.O.P de 1996 à 2000

<i>Mois</i>	<i>Nombre d'examens</i>
Janvier	90
Février	127
Mars	166
Avril	91
Mai	161
Juin	142
Juillet	90
Août	103
Septembre	108
Octobre	69
Novembre	73
Décembre	111
<i>TOTAL</i>	<i>1 332</i>

La figure 3 en donne l'illustration.

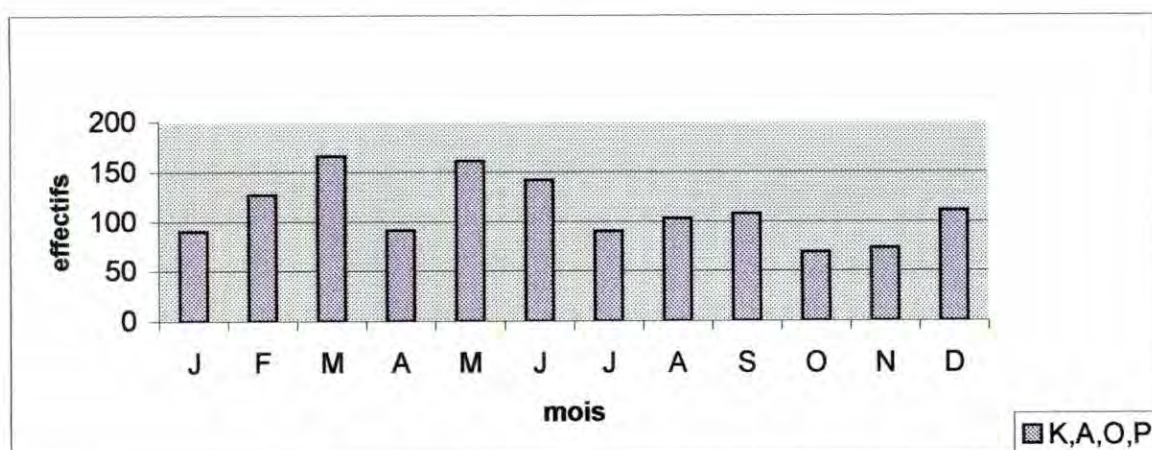


Figure 3 : Répartition mensuelle des selles K.A.O.P de 1996 à 2000

*** Culots urinaires**

- Répartition annuelle

Au cours de ces cinq dernières années le laboratoire a effectué au total 260 culots urinaires, soit 10 % des examens parasitologiques.

En moyenne, 52 culots ont été effectués par an, le minimum est observé en 2000 et le maximum en 1998. Dans l'ensemble la demande est faible, évoluant de façon fluctuante.

Le tableau XI en donne la répartition.

Tableau XI : Distribution annuelle des culots urinaires de 1996 à 2000

<i>Année</i>	<i>Nombre d'examens</i>
1996	42
1997	74
1998	75
1999	50
2000	19
TOTAL	260

- Répartition mensuelle

Hormis les mois de janvier à mars où la demande est légèrement importante, dans l'ensemble l'évolution est fluctuante avec des taux assez faibles. Le tableau XII en donne la distribution.

Tableau XII : Répartition mensuelle des culots urinaires de 1996 à 2000.

Mois	Nombre d'examens
Janvier	32
Février	28
Mars	28
Avril	18
Mai	21
Juin	22
Juillet	18
Août	16
Septembre	21
Octobre	21
Novembre	18
décembre	17
<i>TOTAL</i>	<i>260</i>

La figure 4 en donne l'illustration.

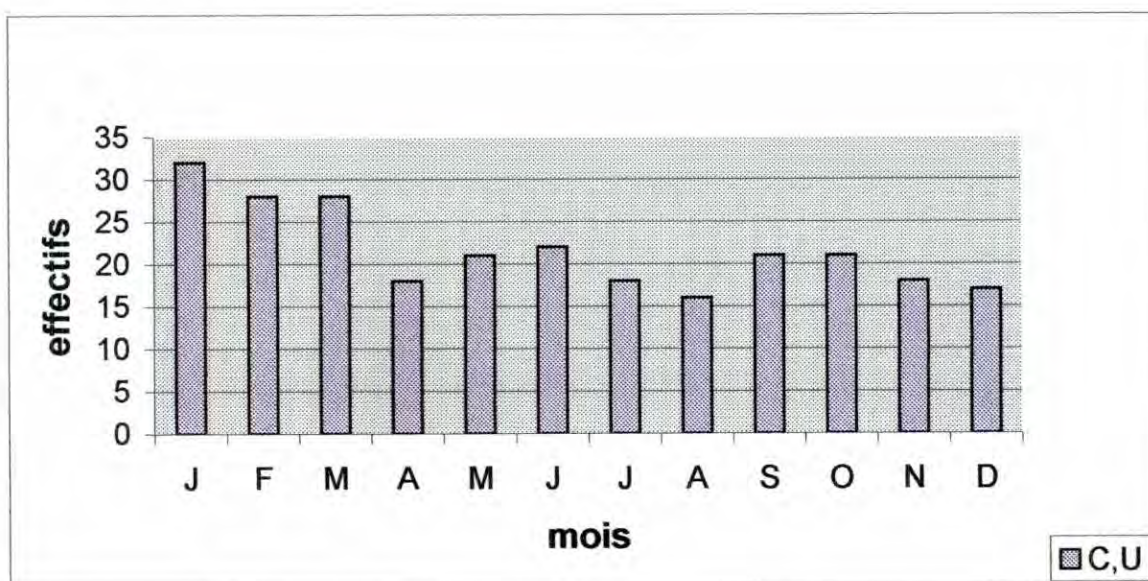


Figure 4 : Répartition mensuelle des culots urinaires de 1996 à 2000

III. 1. 3 Bilan selon la provenance de la demande

III. 1. 3. 1 Bilan des analyses effectuées à titre hospitalier

Au cours de ces trois dernières années (1998 à 2000) sur 1156 analyses effectuées, la demande à titre hospitalier est estimée à 876 examens répartis comme suit :

- 466 soit 83,7 % des analyses en 1998 ;
- 222 soit 60 % des analyses en 1999 ;
- 188 soit 80,7 % des analyses en 2000.

En moyenne, le laboratoire a effectué à titre hospitalier 292 analyses par an, avec une moyenne mensuelle de 24 analyses. Nous notons une demande hospitalière assez consistante comparée à celle externe, soit 75,52 % de la demande globale sur trois ans. Le tableau XIII en indique la répartition.

Tableau XIII : Répartition annuelle des examens parasitologiques à titre hospitalier de 1996 à 2000

Analyses Année	<i>G. E</i>	<i>K.A.O.P</i>	<i>C. U</i>	TOTAL
1996	INDISPONIBLE			
1997	INDISPONIBLE			
1998	207	219	40	466 (83.7 %)
1999	92	113	17	222 (60 %)
2000	62	115	11	188 (80.7%)
TOTAL	361 (41.21 %)	447 (51.03 %)	68 (7.76 %)	876 (75.52 %)

La figure 5 en illustre la répartition globale à titre hospitalier par type d'analyse.

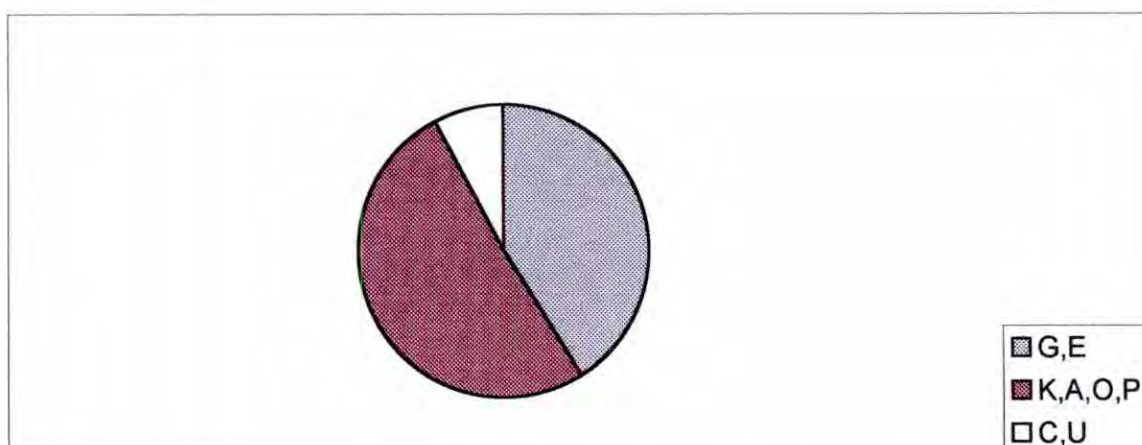


Figure 5 : Bilan global à titre hospitalier par type d'analyse

La figure 5 montre la prépondérance des examens de selles K.A.O.P qui représente 51,03 % de la demande à titre hospitalier, viennent ensuite les gouttes épaisses avec 41,21 % et au bas de l'échelle les culots urinaires avec 7,76 %.

III. 1. 3. 2 Bilan des analyses parasitologiques effectuées à titre externe

Au cours de ces trois dernières années sur 1158 analyses parasitologiques réalisés, la demande à titre externe est estimée à 284 analyses ainsi réparties :

- 91 soit 16,34 % des analyses en 1998 ;
- 148 soit 40 % des analyses en 1999 ;
- 45 soit 19,31 % des analyses en 2000.

En moyenne, le laboratoire a effectué à titre externe 95 analyses par an, avec une moyenne mensuelle de 8 analyses. Nous notons une demande à titre externe soit 24,48 % de la demande globale relativement faible. Le tableau XIV en donne la répartition annuelle.

Tableau XIV : Répartition annuelle des examens parasitologiques à titre externe de 1996 à 2000

Analyses Année	<i>G. E</i>	<i>K.A.O.P</i>	<i>C. U</i>	TOTAL
1996	INDISPONIBLE			
1997	INDISPONIBLE			
1998	24	32	35	91 (16.34 %)
1999	17	98	33	148 (40 %)
2000	3	34	8	45 (19.31 %)
TOTAL	44 (15.49 %)	164 (57.75 %)	76 (26.76 %)	284 (24.48 %)

La figure 6 illustre la répartition globale à titre externe par type d'analyse.

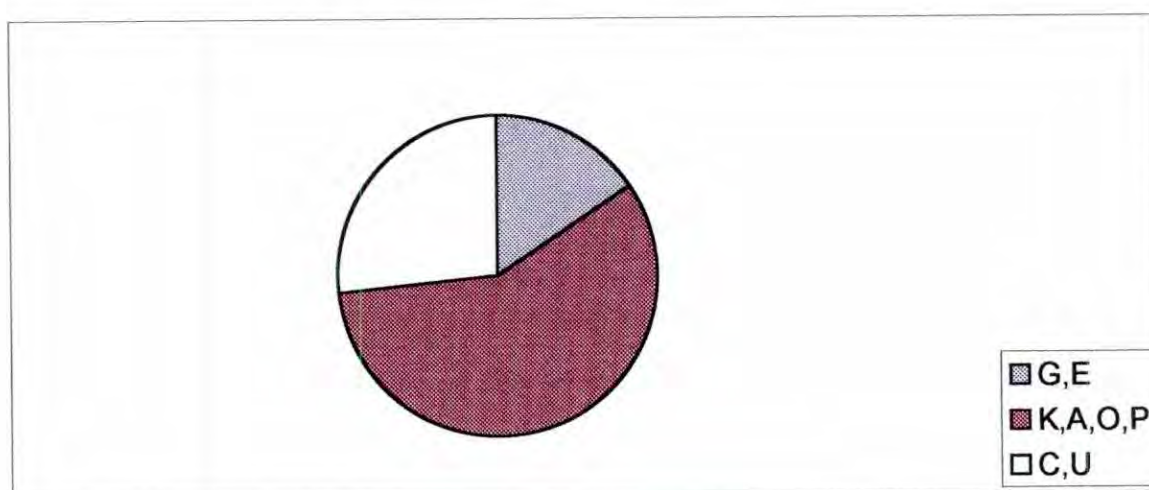


Figure 6 : bilan global à titre externe par type d'analyse.

La figure 6 montre la prépondérance des examens de selles K.A.O.P, qui représentent 57,75 % de la demande à titre externe, suivi des culots urinaires avec un taux de 26,76 %, contre 15,49 pour les gouttes épaisses.

III. 2 Aspect qualitatif

III. 2. 1 Résultats globaux

Sur les 2650 examens parasitologiques réalisés au cours de ces cinq dernières années les 1928 ont été positifs soit 72,75 % des analyses parasitologiques.

Au regard de ces résultats la première impression qui se dégage c'est le taux élevé des niveaux de positivité annuelle avec des prévalences qui dépassent la barre des 70 %.

Le tableau XV en indique la répartition.

Tableau XV : Résultat global en pourcentage de positivité des examens parasitologiques effectués de 1996 à 2000

<i>Nature de l'analyse</i>	<i>Nombre total d'examens</i>	<i>Nombre d'examens positifs</i>	<i>Pourcentage de positivité</i>
G. E	1058	810	76,56 %
K.A.O.P	1332	935	70,2 %
C. U	260	183	70,38 %
TOTAL	2 650	1 928	72,75 %

III. 2. 2 Résultats par type d'analyse

*** Gouttes épaisses (Recherche de plasmodium)**

- Répartition annuelle

Sur 1058 gouttes épaisses effectuées par le laboratoire 810 se sont révélées positives, avec un niveau de positivité globale sur cinq ans de 76, 56 %.

Hormis l'année 2000 avec une prévalence de 40 %, l'évolution annuelle du niveau de positivité semble assez inquiétante, avec des taux qui dépassent largement la barre 65 %.

Et le tableau XVI en donne la distribution annuelle.

Tableau XVI : Distribution annuelle du niveau de positivité des G. E

<i>Année</i>	<i>Nombre total d'examens</i>	<i>Nombre de G. E positives</i>	<i>Pourcentage de positivité</i>
1996	299	253	84,6 %
1997	354	285	80,5 %
1998	231	151	65,3 %
1999	109	95	87,1 %
2000	65	26	40 %
<i>TOTAL</i>	<i>1 058</i>	<i>810</i>	<i>76,56 %</i>

- Répartition mensuelle

Au regard des résultats obtenus nous notons, une permanence de la positivité tout au long de l'année avec des taux qui dépassent la barre des 75 %.
Le tableau XVII en donne la répartition.

Tableau XVII : Répartition mensuelle du niveau de positivité des G. E

<i>Mois</i>	<i>Nombre total de G. E</i>	<i>Nombre de G. E positif</i>	<i>Pourcentage De positivité</i>
Janvier	155	121	78 %
Février	109	84	77 %
Mars	81	62	77 %
Avril	14	10	71 %
Mai	27	15	56 %
Juin	52	35	67 %
Juillet	59	44	75 %
Août	67	55	82 %
Septembre	73	60	82 %
Octobre	118	99	84 %
Novembre	152	111	73 %
Décembre	151	114	75 %
<i>TOTAL</i>	<i>1058</i>	<i>710</i>	<i>77 %</i>

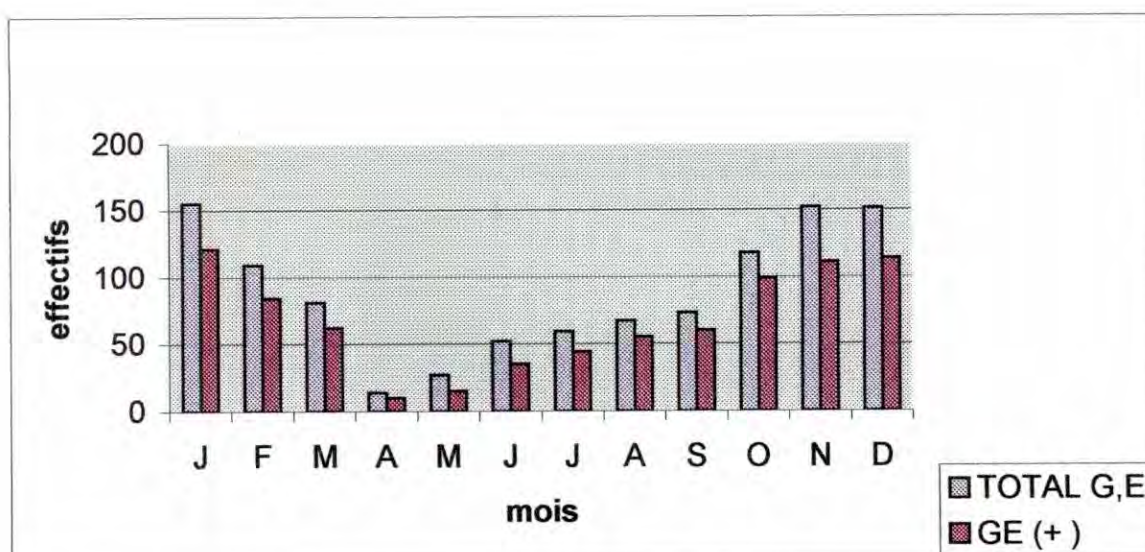


Figure 7 : Bilan mensuel du niveau de positivité des G. E.

*** Examens de selles K.A.O.P**

- Répartition annuelle

Sur 1332 examens de selles K.A.O.P réalisés, les 935 se sont révélés positifs avec un niveau de positivité global sur cinq ans de 70,2 %.

Les résultats obtenus montrent une évolution assez alarmante de l'état des parasitoses intestinales dans le département de Fatick au cours de ces cinq dernières années car, excepté l'année 2000 nous observons à des taux qui dépassent la barre des 65 %.

Le tableau XVIII en donne la distribution annuelle.

Tableau XVIII : Répartition annuelle du niveau de positivité des selles K.A.O.P

<i>Année</i>	<i>Nombre total d'examens</i>	<i>Nombre de selle K.A.O.P positifs</i>	<i>% de positivité</i>
1996	372	257	69,09 %
1997	353	288	81,59 %
1998	251	169	67,33 %
1999	211	146	69,2 %
2000	145	75	51,72 %
TOTAL	1 332	935	70,2 %

- Répartition mensuelle

Les résultats obtenus montrent des niveaux de prévalence mensuelle très élevés et qui restent permanent tout au long de l'année. Le tableau XIX donne la distribution mensuelle.

Tableau XIX : Répartition mensuelle du niveau de positivité des K.A.O.P de 1996 à 2000

<i>Mois</i>	<i>Nbre total de selles K.A.O.P</i>	<i>Nbre de K.A.O.P positifs</i>	<i>Pourcentage de positivité</i>
Janvier	90	65	72 %
Février	127	87	69 %
Mars	166	123	74 %
Avril	91	68	75 %
Mai	161	111	69 %
Juin	142	111	78 %
Juillet	90	55	61 %
Août	103	75	73 %
Septembre	108	76	70 %
Octobre	69	51	74 %
Novembre	73	49	67 %
Décembre	11	63	57 %
TOTAL	1 332	935	70 %

La figure 8 en indique la distribution.

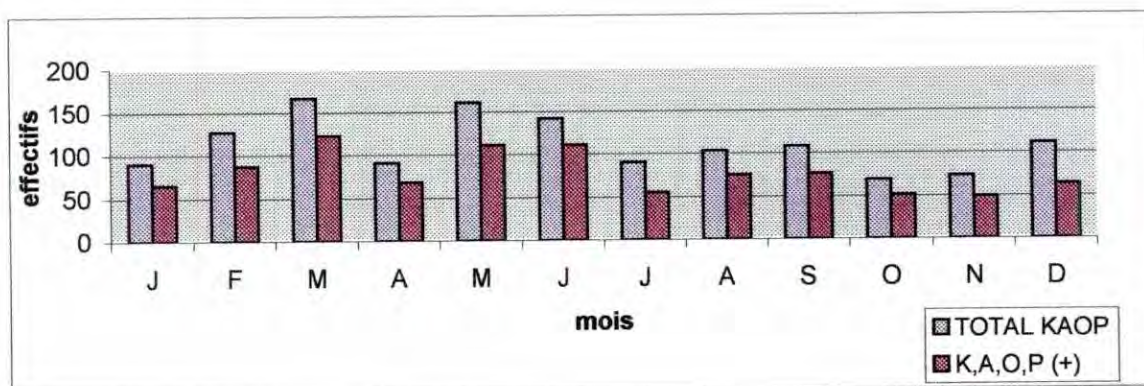


Figure 8 : Bilan mensuel du niveau de positivité des selles K.A.O.P

Nature des parasites isolés

12 espèces de parasites ont été isolées, et au regard de ces résultats nous notons une prédominance d'*ascaris lumbricoïdes* qui représente 60.6 % des prélèvements positifs, viennent ensuite *Trichomonas intestinalis*, suivi d'*Entamoeba histolytica*.

Les parasites les plus rares sont : *Enterobius vermicularis*, *Schistosoma mansoni*, *Hyménolépis nana*.

Nous notons également que la plupart des parasites identifiés sont transmis par voie orale.

Le tableau XX en donne la répartition par ordre de fréquence décroissante et selon le mode de contamination.

Tableau XX : Fréquence des parasites intestinaux identifiés de 1996 à 2000

<i>Mode de contamination</i>	<i>Parasites identifiés</i>	<i>Nombre de cas</i>	<i>Fréquence par rapport aux prélèvements (+)</i>
Voie orale	<i>Ascaris lumbricoïdes</i>	567	60,6 %
	<i>Trichomonas intestinalis</i>	145	15,5 %
	<i>Entamoeba histolytica</i>	128	13,7 %
	<i>Giardia intestinalis</i>	99	10,6 %
	<i>Entamoeba coli</i>	30	3,2 %
	<i>Tænia saginata</i>	12	1,3 %
	<i>Trichuris trichiura</i>	5	0,5 %
	<i>Hyménolépis nana</i>	1	0,1 %
	<i>Enterobius vermicularis</i>	1	0,1 %
Voie transcutanée	<i>strongyloïdes stercolaris</i>	4	0,4 %
	<i>Ancylostoma duodenale</i>	3	0,3%
	<i>Schistosoma mansoni</i>	1	0,1 %
	<i>TOTAL</i>	996	

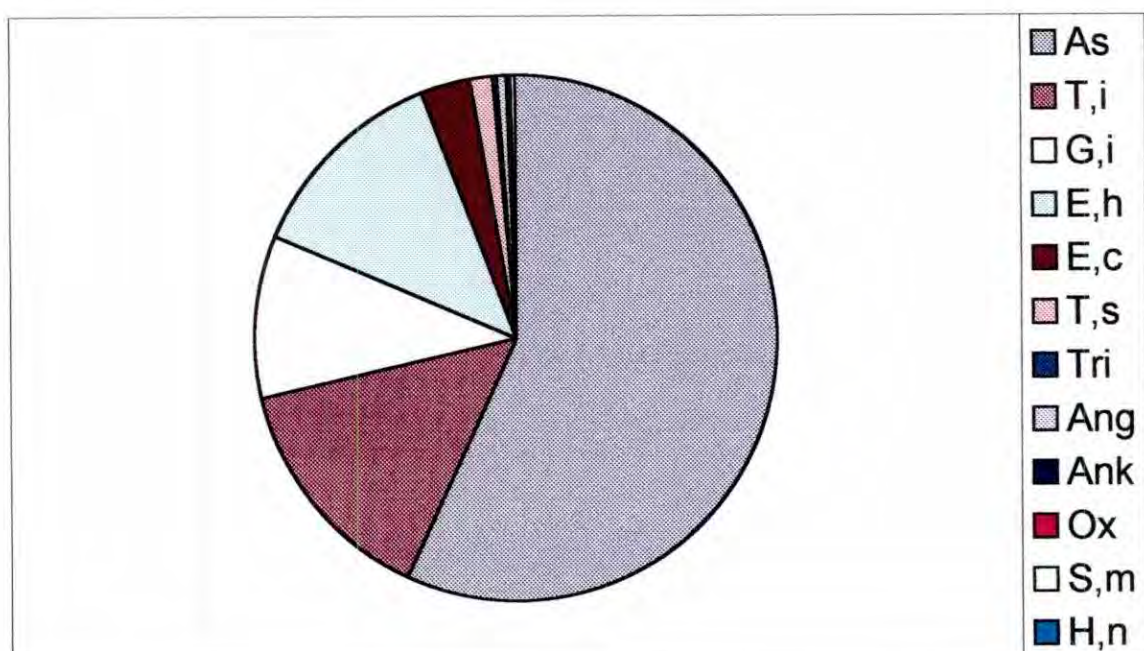
Le poly-parasitisme est relativement faible, d'où un nombre total de parasites isolés (996) supérieur à celui des prélèvements positifs (935).

Au point de vue parasitologique il s'agit d'une association d'helminthes et de protozoaires dans la majorité des cas (*Ascaris* + *Trichomonas intestinalis*) et sur le plan quantitatif l'association la plus fréquente est celle de deux

Tableau XXI : Nature du poly-parasitisme

<i>Nature de l'association parasitaire</i>	<i>Nombre de cas</i>
<i>Ascaris lumbricoïdes</i> + <i>Trichomonas intestinalis</i>	35
<i>Ascaris lumbricoïdes</i> + <i>Entamoeba histolytica</i>	9
<i>Ascaris lumbricoïdes</i> + <i>Entamoeba coli</i>	5
<i>Ascaris lumbricoïdes</i> + <i>Giardia intestinalis</i>	4
<i>Trichomonas intestinalis</i> + <i>E. histolytica</i>	3
<i>E. histolytica</i> + <i>Entamoeba coli</i>	3
<i>A. lumbricoïdes</i> + <i>T. inrestinalis</i> + <i>E. coli</i>	2
<i>T. intestinalis</i> + <i>Tænia saginata</i>	1
<i>T. intestinalis</i> + <i>Entamoeba coli</i>	1
TOTAL	63

La figure 9 illustre la répartition des parasites isolés.

**Figure 9** : Distribution des parasites identifiés.

*** Culots urinaires**

- Répartition annuelle

Sur 260 culots réalisés, 183 se sont révélés positifs, avec un niveau de positivité global sur cinq ans de 70,38 %.

Hormis l'année 1998 les niveaux de prévalence annuelle restent très élevés, et dépassent largement la barre des 70 %.

Et le tableau XXII en donne la distribution.

Tableau XXII : Distribution annuelle du niveau de positivité des C. U

<i>Année</i>	<i>Nombre total de culots</i>	<i>Nombre de culots positifs</i>	<i>% de positivité</i>
1996	42	30	71,43 %
1997	74	53	71,62 %
1998	75	43	57,33 %
1999	50	39	78 %
2000	19	18	94,74 %
TOTAL	260	183	70,38 %

- Répartition mensuelle

Deux espèces de parasites ont été isolées :

- *Schistosoma haematobium* avec un niveau de positivité 67,8 % ;
- *Trichomonas vaginalis* avec un niveau de positivité de 32,2 %.

En passant en revue les résultats obtenus nous notons des niveaux de prévalence très élevés avec un taux mensuel moyen de positivité de 71 %.

Le poly-parasitisme est presque inexistant, seul un cas a été relevé d'où le nombre total de parasites identifiés (184) supérieur à celui des prélèvements positifs(183).

Le tableau XXIII en donne la répartition.

Tableau XXIII : Répartition mensuelle globale du niveau de positivité des culots urinaires de 1996 à 2000

<i>Mois</i>	<i>Nombre total de culots</i>	<i>Nombre de culots positifs</i>	<i>Pourcentage de positivité</i>
Janvier	32	18 <i>S. haematobium</i> 9 <i>T. vaginalis</i>	84 %
février	28	11 <i>S. haematobium</i> 9 <i>T. vaginalis</i>	71 %
Mars	28	16 <i>S. haematobium</i> 2 <i>T. vaginalis</i>	64 %
Avril	18	11 <i>S. haematobium</i> 5 <i>T. vaginalis</i>	89 %
Mai	21	9 <i>S. haematobium</i> 4 <i>T. vaginalis</i>	62 %
Juin	22	15 <i>S. haematobium</i> 2 <i>T. vaginalis</i>	73 %
Juillet	18	4 <i>S. haematobium</i> 6 <i>T. vaginalis</i>	56 %
Août	16	4 <i>S. haematobium</i> 3 <i>T. vaginalis</i>	44 %
Septembre	21	8 <i>S. haematobium</i> 7 <i>T. vaginalis</i>	71 %
Octobre	21	6 <i>S. haematobium</i> 7 <i>T. vaginalis</i>	62 %
Novembre	18	11 <i>S. haematobium</i> 3 <i>T. vaginalis</i>	78 %
Décembre	17	11 <i>S. haematobium</i> 3 <i>T. vaginalis</i>	82 %
<i>TOTAL</i>	<i>260</i>	<i>184</i>	

Et la figure 10 en donne l'illustration.

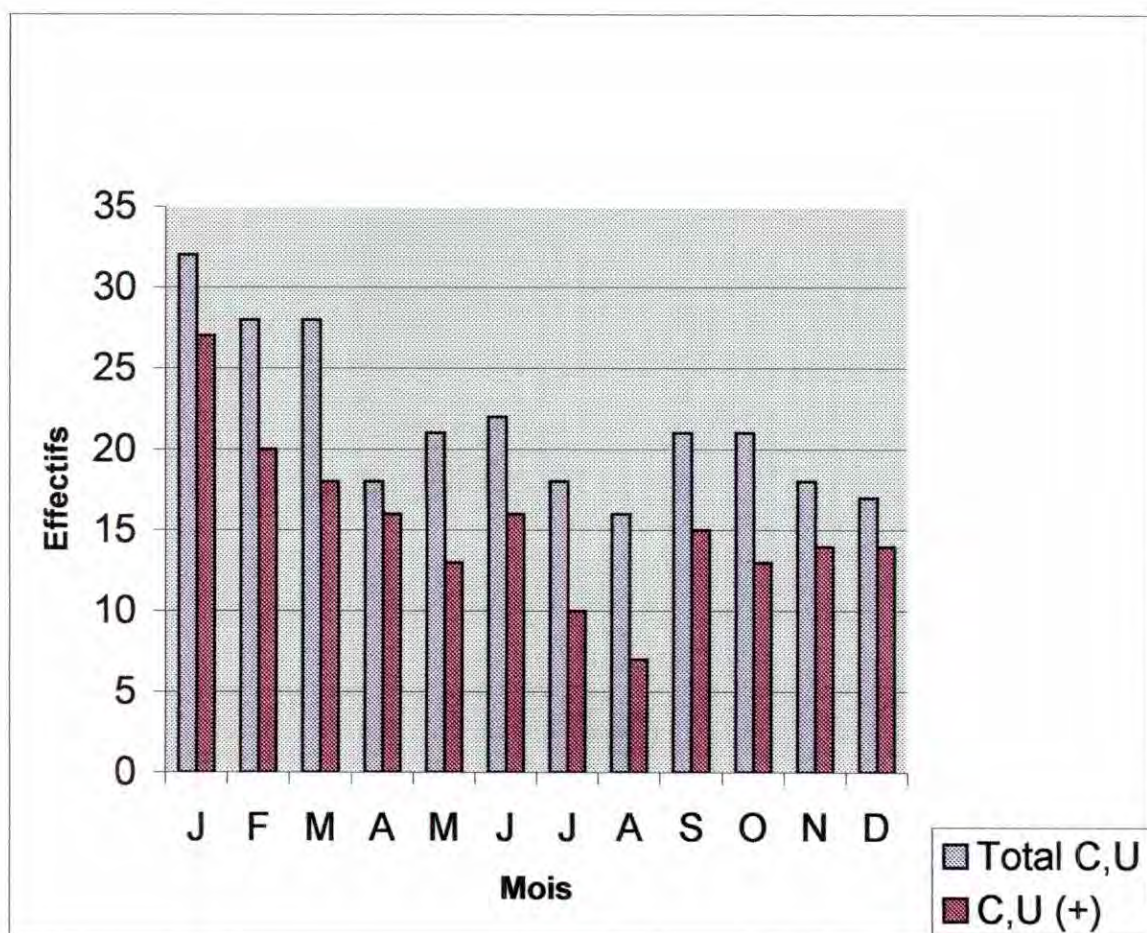


Figure 10 : Bilan mensuel du niveau de positivité des C. U.

DISCUSSION

Le caractère rétrospectif de ce travail n'a pas permis pas une étude exhaustive du sujet, car les seules données dont nous disposions étaient celles figurant sur les registres d'analyse.

Cette étude, bien que partielle, nous a permis néanmoins d'aboutir aux résultats ci- après :

I. ORGANISATION ET FONCTIONNEMENT DU LABORATOIRE

Le laboratoire du district sanitaire de Fatick, outre celui du centre traditionnel de MALANGO est le laboratoire de référence dans le département. Il dispose de trois pièces, dont l'une sert en même temps de réception, de prélèvement et de bureau au responsable du laboratoire.

Cette situation au regard de la législation en vigueur (La loi française du 11 juillet 1975)(5)est irrégulière. Selon la législation doivent être prévus pour un laboratoire une pièce pour effectuer les examens et un local pour les prélèvements et mieux, les locaux doivent être séparés depuis la réception des patients jusqu'aux activités techniques.

En plus des examens parasitologiques, le laboratoire effectue des examens en bactériologie et en hématologie ; examens réalisés par une équipe de moins de trois personnes avec des niveaux de qualification relativement bas (des techniciens supérieurs et des aides techniques).

Pourtant, il existe chez des laboratoires ayant le même profil un personnel plus étoffé avec des niveaux de qualification plus élevés. C'est ainsi qu'au laboratoire du centre de santé de Rufisque (31) on compte : un pharmacien, responsable du laboratoire ; un technicien supérieur ; une aide - technique ; un garçon de laboratoire et une vendeuse de ticket.

Au niveau du laboratoire, aucun contrôle de qualité n'est effectué, car les services compétents en la matière n'existent pas. Une telle situation peut laisser des doutes sur la fiabilité des résultats fournis.

Par rapport aux techniques d'analyse utilisées les observations suivantes ont été relevées :

- Pour la lecture des selles K.A.O.P, ni le SCOTCH TEST à la recherche d'Oxyures, ni les techniques de concentration ne sont pratiquées. Seule la méthode directe avec lecture à l'eau physiologique est utilisée.

II. EVALUATION QUANTITATIVE

Durant ces cinq dernières années (1996 à 2000), le laboratoire a réalisé globalement 2650 examens parasitologiques soit 26,28 % de la demande en analyse médicale (10 082). De par leur fréquence, ces examens occupent la troisième place derrière les examens sero-hématologiques et bactériologiques.

La demande la plus importante a été observée en 1997, et à partir de cette date, on observe à une chute assez significative du nombre qui est passé de 781 à 229 en 2000, soit 3 fois moins.

Cette baisse pourrait s'expliquer par un manque criard de personnel. En effet en 1997, le laboratoire fonctionnait avec 3 techniciens supérieurs et un aide technique, contre 2 techniciens supérieurs et une aide technique en 1998, pour en arriver à 1 technicien supérieur et une aide technique en 1999- 2000.

Le volume des examens parasitologiques effectués, soit une moyenne annuelle de 530 analyses est supérieur à ceux relevés au niveau des laboratoires de même envergure. Sous ce rapport, nous notons une moyenne annuelle de 346 analyses au laboratoire du centre de santé de PHILIPPE MAGUILEN SENGHOR de Yoff (22), une moyenne de 350 analyses au laboratoire du centre de santé de GASPARD KAMARA de Grand Yoff (21) et de 141 analyses au laboratoire du centre de santé de Rufisque (31).

Par contre des nombres nettement supérieurs aux nôtres ont été retrouvés :

SECK. (38) lors d'une étude de bilan effectuée au laboratoire du district sanitaire de RICHARD TOLL, trouvait une moyenne annuelle de 3071 analyses.

Hors de nos frontières, au Togo notamment TCHILALO. (39) lors d'une étude de bilan effectué à Kara trouvait une moyenne annuelle de 5930 analyses parasitologiques.

La répartition par type des examens parasitologiques a montré une prépondérance des examens de selles K.A.O.P soit 50 % de la demande, contre 40 % pour les gouttes épaisses et 10 % pour les culots urinaires. Ce constat pourrait s'expliquer d'une part, par le fait que le laboratoire en plus de la demande hospitalière qui concerne les patients potentiellement malades, reçoit de façon permanente ceux du service d'hygiène à titre de contrôle pour l'obtention du certificat médical.

D'autre part, il pourrait s'expliquer par le fait que les examens de selles K.A.O.P font partie des analyses biologiques communément prescrites en ambulatoire.

La répartition selon la provenance de la demande a montré une prédominance de la demande à titre hospitalière avec un taux de 75,52 %, contre 24,48 % pour celle à titre externe. Cet état de fait est normal dans la mesure où le district sanitaire est le centre de référence dans le département qui compte très peu de structures sanitaires privées.

III. EVALUATION QUALITATIVE

Principalement trois types d'examens parasitologiques ont été répertoriés :

- les examens de selles K.A.O.P ;
- les gouttes épaisses (à la recherche des hémoparasites du paludisme) ;
- les culots urinaires.

Au terme de notre bilan les résultats ci- après ont été obtenus.

Au préalable, il convient de rappeler que nous n'avons fait ni une étude entomologique, ni une étude cosmologique, et encore moins participer à l'exploitation des prélèvements. Nous nous sommes basés des données fournies par les registres d'analyses, autant de facteurs pouvant limiter la fiabilité des résultats.

III. 1 Prévalence des selles K.A.O.P

Le taux de prévalence globale des parasites intestinaux était de 70,2 %. Au cours de ces cinq dernières années la prévalence a connu des allures assez inquiétantes, car hormis l'année 2000 avec un taux de 51,72 % elle dépasse largement la barre des 65 %. C'est ainsi qu'elle est :

- de 69,09 % en 1996 ;
- 81,59 % en 1997 ;
- 67,33 % en 1998 ;
- et 69,2 % en 1999.

Au regard de la littérature existante, ces taux semblent élever, comparés à ceux généralement enregistrés en milieu rural comme en milieu urbain.

Des études menées en 1998 dans deux villages du département relevait une prévalence de 30,96 % à Mbellacadio et 22,81 % à Diaré (1).

THIAM. (40) en 1999 lors d'une étude à Khelcom (département de Gossas, région de Fatick) avait trouvé un taux de 16,66 %.

En 1999 Mme DIAO (28) Dans une étude réalisée dans la vallée fossile de Sandougou a trouvé un taux de 21,4 % à Maka Koulibantang et 4,5 % à Sintiou Maléme.

WANE. (41) en 1998 trouvait dans la zone péri-urbaine de Yeumbeul un taux de 42,26 %.

Par contre des taux assez proches de nos résultats ont été retrouvés par les travaux ci-après.

En 1984 une prévalence de 74,4 % était enregistrée dans les villages riverains du marigot de Bignona (10) et en 1985 chez les riverains du marigot de Guidel (département de Ziguinchor) 55,3 %.

En 1991 SECK. (38) lors d'une étude de bilan au laboratoire du district sanitaire de Richard-Toll avait relevé une prévalence de 93,55 %, nettement au-dessus de nos résultats.

En 1996 DIOUF. (12) dans le district centre a trouvé un taux de 61.5 %, alors qu'en 1997 à Pikine SALEM. G et coll. (35) Trouvaient une prévalence de 74 %.

Hors de nos frontières, au Togo LAPIERRE. J et TOURTE. S (26) trouvaient respectivement à Kara et à Klonou des taux de 75 % et 66 %.

Tous ces résultats montrent que les parasitoses intestinales restent un véritable problème de santé publique en Afrique et au Sénégal en particulier.

En fait ces taux très élevés du niveau de positivité trouvé par notre étude pourraient s'expliquer :

- D'une part par l'inexistence d'un réseau d'assainissement des eaux usées dans la commune et par le faible taux de latrinisation en milieu rural.

- Et d'autre part par les habitudes alimentaires de la population, notamment par la consommation d'eau de boisson. En effet, au niveau du département le goût très salé de l'eau de robinet amène les populations à consommer l'eau des puits, plus exposée à la contamination et aux souillures que l'eau de robinet.

Cette affirmation semble se confirmer par la nature des parasites isolés qui dans leur majorité sont ceux transmis par voie orale.

C'est ainsi que sur les 12 espèces de parasites isolés par le laboratoire 9 sont transmis par voie orale, soit une prévalence de 99,2 %.

Le niveau de positivité de ces résultats montre qu'on est dans une zone d'hyper-endémie, cet état de fait se confirme par l'évolution mensuelle de la prévalence qui montre une quasi-constance de cette dernière avec des taux dépassant la barre des 60 %.

III. 2 Prévalence des gouttes épaisses

Le niveau de positivité global des gouttes épaisses était de 76,56 % durant ces cinq dernières années (1996 à 2000).

L'évolution annuelle du niveau de positivité reste assez préoccupante, car hormis l'année 2000 avec un taux de 40 %, elle dépasse la barre des 60 % de 1996 à 1999. C'est ainsi qu'elle est :

- de 84,6 % en 1996 ;
- 80,5 % en 1997 ;
- 65 % en 1998 ;
- et enfin 87,1 % en 1999.

Paradoxalement une étude portant sur la sensibilité du *Plasmodium falciparum* à la Chloroquine et à la Quinine (23), menée en 1996 au niveau du district relevait une prévalence de 37 % nettement en dessous de celle de notre bilan qui en 1996 était de 84,6 %.

Cependant il est à noter que l'étude précédemment citée portait sur une période restreinte à savoir celle de fin de saison sèche.

En passant en revue la littérature nous avons trouvé des taux de prévalence proches de nos résultats.

Et sous ce rapport en 1991 un taux de 74,6 % a été trouvé à Dielmo (25).

En novembre 1983 et mai 1984, GAYE et coll. (19) trouvaient un taux de 63,2 % à Bignona.

Hors de nos frontières au Congo, CARME et coll. (4) trouvaient des indices plasmodiques de 88 %.

Notre étude s'étant effectuée en milieu hospitalier où les patients sont à priori des malades potentiels, pourrait sans doute expliquer ce taux assez élevé du niveau de prévalence des gouttes épaisses.

Cependant cette prévalence a été revue à la baisse en 2000 avec un taux de 40 %.

En fait cette baisse pourrait s'expliquer d'une part, par la campagne de sensibilisation initiée par le gouvernement de l'alternance avec la caravane sur le paludisme qui a sillonné tout le territoire national.

D'autre part, elle s'explique par le fait qu'au cours de l'année 2000 une vaste campagne de vente de moustiquaires imprégnées s'est déroulée au niveau du district moyennant 2500 l'unité et qu'au cours de chaque consultation les malades en été informés.

FAYE et coll. à propos du polymorphisme du paludisme (17) ont décrit que sur la majeure partie du territoire sénégalais, la transmission du paludisme s'effectue au cours de la saison des pluies et au début de la saison sèche, période où la population vectorielle est importante.

Une telle affirmation semble se vérifier par nos résultats qui montrent une prévalence de 81,4 % en période hivernale (juillet – octobre), contre 75,5 % en début de saison sèche (novembre – janvier) et 72,8 % en milieu et fin de saison sèche (février – juin).

III. 3 Prévalence des culots urinaires

Sur 260 culots urinaires effectués par le laboratoire, la prévalence globale s'élevait à 70,38 %.

Deux espèces de parasites ont été isolés :

- *Shistosoma haematobium*, agent de la bilharziose urinaire avec une prévalence de 67,8 %.
- *Trichomonas vaginalis*, agent de la trichomonose uro-génitale avec une prévalence de 32,2 %.

III. 3. 1 Prévalence de *Schistosoma haematobium*

Cet indice d'infestation de la bilharziose urinaire (67,8 %) est nettement en dessus des résultats fournis par les études ci-après.

AHLONKO (1) en 1998, lors d'une étude menée dans deux villages du département (Mbéllacadio et Diarère) trouvait un indice d'infestation globale de 13, 31 %.

NDIR. (30) dans la zone du Ferlo avait trouvé une prévalence de 1,3 %.

BETTS (2) au cours d'une enquête menée en septembre 91 chez les riverains du fleuve Sénégal avait trouvé une prévalence de 13,4 %.

Par contre des niveaux de prévalences proches de celles nos résultats ont été retrouvés :

- SAMB (36) a signalé un indice d'infestation de 50 % lors d'une étude effectuée dans les périmètres irrigués de Wassadou dans le département de Tambacounda au Sénégal oriental.

- Diallo et coll. (8) lors d'une enquête effectuée dans trois villages de Bakel ont constaté une importante transmission de la bilharziose urinaire avec un indice d'infestation de 50,5 %.

Les résultats de notre bilan bien qu'assez surprenant de par leur niveau très élevé, peuvent trouver leur explication par le fait que le département recèle un important réseau de mares, favorable à la survie de l'hôte intermédiaire de la bilharziose urinaire : *Schistosoma haematobium*. C'est ainsi que nous avons dénombré un nombre assez important de mares dans le département et villages environnants dont :

- la mare de MBELSSAS (commune) ;
- la mare de LAM LAMA (commune) ;
- la mare de CARRIERE (commune) ;
- la mare de PAKHAREME (Diakhao) ;
- la mare de DIAKHALE (Diakhao) ;
- plus d'une dizaine de mare à Didore dans le Niakhar.

III. 3. 2 Prévalence de Trichomonas vaginalis

La prévalence de *Trichomonas vaginalis* est estimée à 32,2 %. Au revue la littérature ce taux semble un peu élevé, et reste au-dessus des résultats que nous avons pu glaner.

Sous ce rapport, les travaux de GAYE. (18) effectués dans le cadre d'un bilan de 4 ans(1981-1984) sur les infections génitales au CHU/ Dantec, au CHU/ Fann et au centre M.S.T/ Dakar avait trouvé une prévalence globale de 13,5 % pour les sujets de sexe féminin et 0,6 % pour ceux de sexe masculin.

En 1992, NIASSE. (32) dans une étude de 4 ans sur les trichomonoses urogénitales diagnostiquées au laboratoire de bactériologie et virologie de L'H.A.L.D, avait trouvé un indice global d'infestation de 8,7 %.

En 1993, SARR. (37) lors d'une étude sur la prévalence et aspect socio-culturel de la trichomonose et de la candidose uro-génitale dans la région de Kolda, trouvait un indice global d'infestation de 3 %.

Hors de nos frontières, BIKOE. (3) en 1994 lors d'une étude menée dans la banlieue de Yaoundé au Cameroun à l'hôpital de BIYEM ASSI, trouvait une prévalence de 14 %.

CONCLUSION ET RECOMMANDATIONS

Notre étude, de par son caractère rétrospectif nous a permis de passer en revue cinq années de dur labeur effectuées par le laboratoire du district sanitaire de Fatick.

L'étude consistait à faire une évaluation quantitative et qualitative des examens parasitologiques réalisés de 1996 à 2000, en un mot à faire un bilan. Au terme de cette étude les résultats suivants ont été enregistrés.

**** Au plan quantitatif***

Trois types d'examens parasitologiques ont été recensés :

- les gouttes épaisses ;
- les selles K.A.O.P ;
- les culots urinaires.

Et globalement sur cinq ans, 2650 analyses ont été réalisées avec une moyenne de 530 analyses par an et 44 analyses par mois.

Au revue de la littérature ce taux semble satisfaisant, mais cependant, l'évolution de la demande a connu au cours de ces cinq dernières années une tendance décroissante. C'est ainsi qu'on est passé de (713) analyses en 1996 à (229) en 2000 soit 3 fois moins et pourtant les niveaux de prévalence trouvés de par leur taux assez élevé montrent qu'on est en zone d'hyper-endémie.

L'évaluation par type d'analyse a montré une prépondérance des examens de selles K.A.O.P, soit 50% de la demande, suivis des gouttes épaisses avec 40% et au bas de l'échelle les culots urinaires avec 10 % seulement.

Selon la provenance de la demande nous avons noté une prédominance de celle à titre hospitalier représentant 75,52 % contre 24,48 % pour la demande à titre externe.

* *Au plan qualitatif*

Au plan qualitatif l'étude nous a permis d'apprécier la prévalence du paludisme, des parasitoses intestinales, de la trichomonose uro-génitale et enfin de la bilharziose urinaire au niveau du département.

Et nous retiendrons de ces résultats la quasi-constance et les taux élevés des niveaux de prévalence pour ces quatre affections. Nous avons trouvé une prévalence globale de 72,75 % et la répartition par types d'analyse a révélé :

- 76,56 % de positivité pour les gouttes épaisses ;
- 70,2 % de positivité pour les selles K.A.O.P ;
- 70,38 % de positivité pour les culots urinaires avec une prévalence de 67,8 % pour *Schistosoma haematobium* et 32,2 % pour *Trichomonas vaginalis*.

Devant l'ampleur de ces résultats il serait souhaitable de sonner l'alarme et d'attirer l'attention des autorités sanitaires. Cependant, vu le plateau technique avec des niveaux de qualification relativement bas (le laboratoire étant supervisé par un technicien supérieur secondé d'aides techniques), l'équipement assez vétuste et l'absence d'organes de contrôle de la qualité des analyses, nous restons sceptiques sur la fiabilité de ces résultats.

Le laboratoire du centre de santé de Fatick est loin d'atteindre sa vitesse de croisière et de répondre aux besoins prioritaires des populations et des cliniciens, ceci pour diverses raisons :

- les locaux sont inadaptés ;
- le niveau de qualification du personnel et de surcroît l'effectif sont insuffisants ;
- l'équipement du laboratoire est réduit à sa simple expression ;
- la dépendance en électricité et en eau respectivement vis à vis de la SENELEC et de la SDE est trop grande.

Il faut hélas, noter que ces lacunes ne sont pas spécifiques au seul laboratoire du district sanitaire de Fatick. C'est le cas malheureusement pour beaucoup de laboratoires des centres de santé.

Pour terminer nous essayerons de proposer un certain nombre de recommandations allant dans le sens d'une meilleure prise en charge de la qualité des analyses et des services au niveau du district.

Ainsi nous proposons :

- La mise en place systématique d'un système de contrôle de la qualité des analyses ; par l'envoi mensuel des lames techniques auprès des laboratoires de référence tel que le laboratoire de parasitologie de l'U.C.A.D.

Ce sera au grand bénéfice des cliniciens mais aussi des patients, car si jamais les résultats attendus du laboratoire passent à côté de l'affection escomptée le pronostic vital de ces derniers pourrait être mis en jeu.

- Le renforcement du personnel et l'élévation de son niveau de qualification ; par le recrutement d'un pharmacien biologiste à l'image des autres laboratoires de même envergure.
- La possibilité de faire bénéficier au personnel de stages annuels voire trimestriels de recyclage et d'instaurer une collaboration réciproque entre laboratoires pour des échanges d'informations.
- D'insérer dans le programme d'éducation sanitaire du comité de santé du district, la sensibilisation de la population sur les questions relatives aux laboratoires, pour les amener à mieux connaître l'intérêt des analyses biologiques dans le diagnostic d'une maladie.

Il arrive en effet, que certains malades n'exécutent pas les analyses biologiques prescrites par le médecin.

- De procéder à un aménagement et à une extension du laboratoire en le dotant :
 - de salle d'accueil et d'attente ;
 - de salle de prélèvement, ceci afin de mieux sécuriser les patients et les prestataires de soins aux risques de contamination .
- De mettre à la disposition du laboratoire un groupe électrogène afin de permettre la marche continue des appareils d'analyses.
- Et enfin de doter le laboratoire de réserve d'eau plus importante afin d'augmenter son autonomie face aux intempéries.

BIBLIOGRAPHIE

1- AHLONKO (M.). -

Contribution à l'étude de la prévalence des endémies parasitaires dans deux villages du département de Fatick (Sénégal).

Thèse Pharm., Dakar 1998, n° 35.

2- BETTS (B.B.R.). -

Les bilharzioses humaines dans le bassin du fleuve Sénégal : (Résultats d'enquêtes effectuées au Sénégal).

Thèse Pharm., Dakar 1992, n° 35.

3- BIKOE (W.M.J.). -

Infections Génitales à *Candida albicans* et *Trichomonas vaginalis* chez la femme enceinte dans la banlieue de Yaoundé : Hôpital de Biyem Assi (Cameroun).

Thèse Pharm., Dakar 1994, n° 78.

4- CARME (B.), HAYETTE (M.P.), MBITI (A.), MOUDJEZO (H.), BOUQUETTY (J.C.). -

Indice plasmodique et parasitémie à *Plasmodium falciparum*, valeur diagnostic. *Ann., Soc., Belge., Méd. Trop.* 1995 : 75, (33-41).

5- CODES DALLOZ.-

Codes de la santé publique de la famille et de l'aide sociale.

Paris, DALLOZ, 1991.

6- DANIS (M.). -

Paludisme : symptomatologie.

Ellipses, AUPELF 1991, 87-89.

7- DELUOL (A. M.). -

Atlas de parasitologie Tome IV.

Editions varia, 1989.

8- DIALLO (S.), NDIR (O.), GAYE (O.), FAYE (O.), DIAW (O.), BETTS (B.B.R.). -

Prévalence des maladies parasitaires endémiques dans le bassin du fleuve Sénégal : (Résultats d'enquêtes effectuées dans le département de Dagana, Podor, Matam et Bakel).

Doc., Ronéo., Serv. Parasito. Fac. Méd., Dakar 1991.

9- DIAGNE (Y.). -

Evaluation des activités de biologie clinique dans la région de Diourbel et perspectives.

Thèse Pharm., Dakar 1997, n° 1 Bis.

10- DIAWARA (L.). -

Données de référence sur les endémies parasitaires dans la zone du barrage anti-sel d'Affinian (Département de Bignona, Région de Ziguinchor).

Thèse méd., Dakar 1984, n° 138.

11- DIOP (Kh). -

Bilan d'activité du laboratoire d'analyses médicales de l'hôpital de Saint-louis.

Thèse Pharm., Dakar 1993, n° 47.

12- DIOUF (B.). -

Prévalence des parasitoses intestinales à Dakar : (Résultats d'enquête effectué dans les quartier du District Sanitaire Centre).

Thèse Pharm., Dakar 1997, n° 67.

13- DIOUF (C.). -

Bilan d'activité du laboratoire d'analyses de biologie médicale de l'hôpital de Grand Yoff.

Thèse Pharm., Dakar 2000, n° 12.

14- DURIEZ (T.), DUJARDIN (L.), AFCHAIN (D.). -

Copyright :Labo de Parasitologie, Faculté de Pharmacie BP 8359006 Lille Cedex, internet, site <http://www.rond.org>

15 - ETIENNE (L.). -

Techniques de bases pour le laboratoire médical.-

Organisation mondiale de la santé, Genève 1973.

16- FALL (B.M.). -

Bilan d'activité du laboratoire d'analyses de biologie médicale du Centre de Santé Municipal de Ouakam.

Thèse Pharm., Dakar 1997, n° 63.

17- FAYE (O.), KONATE (L.), FONTENILLE (D.), MOLEZ (J.F.), GAYE (O.). -

Quelques aspects épidémiologiques du paludisme au Sénégal. Le polymorphisme du paludisme (faciès épidémiologique).

Bull. Trim. OMS Sénégal n° 5.juin-juillet 1995 : 3-7

18- GAYE (A.). -

Infections génitales vues par le laboratoire du Centre de hospitalo-universitaire et du Centre des maladies sexuellement transmissible de Dakar.

Thèse Pharm., Dakar 1985, n° 28.

19- GAYE (O.), DIALLO (S.), NDIR (O.), BAH (I. B.), NDIAYE (A.B.), FAYE (O.). -

Epidémiologie des endémies parasitaires dans la zone du barrage anti-sel de Bignona (Sénégal).

Dakar Médical ;1991,36 :139-144.

20- GENTILINI (M.), DUFLO (B.). -

Médecine Tropicale.

4^e éd. - Paris : Flammarion, 1986.- 839 p.

21- GOUDIABY (Ch. O.). -

Bilan d'activité du laboratoire d'analyse de biologie médicale du Centre de Santé de Gaspard Kamara de Grand- Dakar.

Thèse Pharm., Dakar 1999, n° 7.

22- GUEYE (P.M.). -

Bilan d'activité du laboratoire d'analyse de biologie médicale du Centre de Santé de Philippe Maguilen Senghor de Yoff.

Thèse Pharm., Dakar 1999, n° 57.

23- KANE (P. Y.). -

Sensibilité de *Plasmodium falciparum* à la chloroquine et à la quinine dans le District Sanitaire de Fatick.

Thèse Pharm., Dakar 1996, n° 82.

24- KEBE (J.Ch). -

Bilan d'activité du laboratoire de biologie de l'hôpital d'Enfant Albert Royer de Dakar.

Thèse Pharm., Dakar 1994, n° 12.

25- KHONATE (L.). -

Epidémiologie du paludisme dans un village de savane soudanienne : Dielmo, Sénégal.

Thèse doctorat 3 ème cycle, Dakar 1991.

26- LAPIERRE (J.), TOURTE SCHEAFER (C.). -

Prévalence des nématodes chez les enfants scolarisés au Togo.

Médecine d'Afrique Noire, tome XXIX, 1982, (8-9).

27- MINISTERE DE LA SANTE PUBLIQUE ET DE L'ACTION SOCIALE, REGION MEDICALE DE FATICK, DISTRICT SANITAIRE DE FATICK. -

Plan de développement sanitaire du District Sanitaire de Fatick 1997-2001. -

Septembre 1996.

28- Mme DIAO (F.). -

Contribution à l'étude de la prévalence des endémies parasitaires (paludisme, bilharziose urinaire et parasitoses entériques) dans deux villages riverains de la vallée fossile de SANDOUGOU. (Région de Tambacounda).

Thèse Pharm., Dakar 1999, n° 73.

29- NDIAYE (A.K.). -

Bilan d'activité du laboratoire d'analyses médicale du Centre de Santé Roi Baudouin de Guédiawaye.

Thèse Pharm., Dakar 1997, n° 71.

30- NDIR (B.). -

Evaluation des risques parasitaires liés à la revitalisation des vallées fossiles du Ferlo.

Thèse Méd., Dakar 1997, n° 30.

31- NDOUR (A.). -

Bilan d'activité du laboratoire d'analyses médicale du Centre de Santé de Rufisque.

Thèse Pharm., Dakar 1999, n° 66.

32- NIASSE (R.K.T.). -

Contribution à l'étude de la prévalence de la Trichomonase uro-génitale à Dakar.

Thèse Pharm., Dakar 1992, n° 78

33- O.M.S.-

Rapport sur la santé dans le monde 1996, Genève.

34- O.M.S.-

Rapport sur la santé dans le monde 1995, Genève.

35- SALEM (G.),VAN-DEVELDEN (L.), LALOE (F.), MAINE (B.), PONTON (A.), TRAISSAC (P.), PROST (A.). -

Parasitoses intestinales et environnement dans les villes sahélo-soudaniennes : l'exemple de Pikine (Sénégal).

ORSTOM, Dakar (Sénégal) 1997, 52p.

36- SAMB (I.M.). -

Epidémiologie du paludisme et de la bilharziose à Wassadou.(Département de Tamba ; Région du Sénégal oriental).

Thèse Pharm., Dakar 1993, n° 29.

37- SARR (O.). -

Prévalence et aspect socio-culturel de la Trichomonase et de la Candidose urogénitale dans la Région de Kolda.

Thèse Méd., Dakar 1993, n° 34

38- SECK (Ch.A.T.). -

Les parasitoses intestinales à Richard-toll : bilan de 4 années d'activité du laboratoire de parasitologie du Centre de Santé.

Thèse Méd., Dakar 1991, n° 47.

39- TCHILALO (A.). -

Prévalence des parasitoses intestinales à Kara, au Togo.

Thèse Pharm., Dakar 1994, n° 34.

40- THIAM (M.) -

Prévalence des endémies parasitaires dans la zone de KHELCOM : (Résultats obtenus à TOUBA-KHELCOM).

Thèse Pharm., Dakar 1999, n° 74.

41- WANE (A.T.). -

Les parasitoses intestinales dans la zone péri-urbaine mal assainie à nappe phréatique polluée : Cas de Yembeul.

Thèse Pharm., Dakar 1998, n° 36.

ANNEXES

SERMENT DE GALIEN

Je jure en présence des maîtres de la faculté, des conseillers de l'Ordre des Pharmaciens :

D'honorer ceux qui m'ont instruit dans les préceptes de mon art et de leur témoigner ma reconnaissance en restant fidèle à leur enseignement ;

D'exercer, dans l'intérêt de la santé publique, ma profession avec conscience et de respecter non seulement la législation en vigueur, mais aussi les règles de l'honneur, de la probité et du désintéressement ;

De ne jamais oublier ma responsabilité et mes devoirs envers le malade et sa dignité humaine ;

En aucun cas, je ne consentirai à utiliser mes connaissances et mon état pour corrompre les mœurs et favoriser des actes criminels ;

Que les hommes m'accordent leur estime si je suis fidèle à mes promesses ;

Que je sois couvert d'opprobre et méprisé de mes confrères si j'y manque.

Vu
Le président de jury

vu
le doyen

Vu et permis d'imprimer
Le recteur, Président de l'université Cheikh Anta Diop
De DAKAR