

UNIVERSITE CHEIKH ANTA DIOP DE DAKAR

FACULTE DE MEDECINE DE PHARMACIE ET D'ODONTOLOGIE



ANNEE 2018

N°254

FREQUENCE DES PARASIToses INTESTINALES DANS LE SECTEUR PRIVE : cas du laboratoire de biologie médicale Bio24

MEMOIRE

DIPLOME D'ETUDES SPECIALISEES DE BIOLOGIE CLINIQUE
PRESENTE ET SOUTENU PUBLIQUEMENT

Le 14 Novembre 2018

Par

Dr Olawolé Djibril SANNI

Né le 24 janvier 1986 à Cotonou (BENIN)

MEMBRES DU JURY

Président : M. Daouda NDIAYE Professeur titulaire

Membres : Mme Aida Sadikh BADIANE Professeur Assimilé

M. Babacar MBENGUE Professeur Assimilé

Directrice de Mémoire : Mme Aida Sadikh BADIANE Professeur Assimilé

REMERCIEMENTS

Nous tenons tout d'abord à remercier Dieu le tout puissant et miséricordieux, qui nous a donné la force et la patience d'accomplir ce modeste travail.

En second lieu, nous remercions notre encadreur Dr. Aida S. BADIANE pour ses précieux conseils et son aide durant toute la période du travail, sans laquelle ce mémoire n'aurait pas pu voir le jour.

Nous remercions également Dr. Tidiane SIBY Directeur du Laboratoire de biologie médical BIO24 pour les moyens mis à notre disposition pour la réalisation de notre travail.

Nos vifs remerciements vont également aux membres du jury pour l'intérêt qu'ils ont porté à notre travail en acceptant d'examiner notre mémoire et de l'enrichir par leurs propositions.

Nos sincères remerciements à Dr. Edgard MACONDO, Diegane Aly FAYE et à tout le personnel de BIO24 qui ont participé de près ou de loin à la réalisation de ce mémoire.

Un grand merci tout particulier à mes collaborateurs du laboratoire de la Petite côte pour leur soutien au cours de la rédaction de ce mémoire p: Mouhamadou FALL , Coumba Kandji , Maimouna Diouf, Tidiane SALL

A NOS MAITRES ET JUGES

A notre Maître et Président de Jury

Le Professeur Daouda NDIAYE

C'est un grand honneur que vous nous avez fait en acceptant de présider notre jury. Nous avons eu la chance et le privilège de profiter de votre enseignement de qualité et de votre sagesse.

Nous garderons de vous le souvenir d'un grand maître doué d'une richesse du savoir, d'une rigueur de la pensée et d'immenses qualités humaines.

Pendant ces quatre années, vous étiez pour nous le maître, l'exemple et le père.

Nous vous prions, cher maître, d'accepter l'assurance de notre estime et notre profond respect.

A Notre Maître et Directrice de mémoire

Madame Le Professeur Aïda Sadikh BADIANE

Vous nous avez fait un grand honneur en acceptant de diriger ce travail ; nous en sommes profondément touchés. Votre simplicité, votre modestie, votre disponibilité et votre goût du travail sont appréciés par tous et font de vous une universitaire modèle. Nous avons eu la chance de bénéficier de votre enseignement clair et méthodique durant notre cursus.

Nous voudrions être dignes de la confiance que vous nous avez accordée et vous prions, cher maître, d'accepter l'assurance de notre estime et notre profonde admiration.

A notre Maître et Juge

Professeur Babacar MBENGUE

Nous sommes très sensibles à l'honneur que vous nous faites en acceptant de siéger parmi les membres de notre honorable jury.

Votre courtoisie, votre modestie et votre sens de responsabilité font de vous un maître respecté.

Veillez trouver ici, cher maître, l'expression de notre haute considération et de notre sincère gratitude.

LISTE DES ABREVIATIONS

OMS	: Organisation Mondiale de la Santé
Cp	: Comprimé
Gel	: Gélule
Sb	: Suspension buvable
T	: Triméthoprim
S	: Sulfaméthoxazole
KAOP	: kystes, amibes, œufs et parasites
MIF	: Merthiolate-Iode-Formol
EPS	: Examen parasitologique des selles
IPS	: Index parasitaire simple
IPC	: Index parasitaire corrigé
MTN	: Maladies tropicales négligées

LISTE DES FIGURES

Figure 1	: Anneaux de <i>tænia</i>	18
Figure 2	: Examen direct	20
Figure 3	: Cristaux de Charcot Leyden Examen direct à l'état frais. Objectif × 40	22
Figure 4	: Forme vacuolaire de <i>Blastocystis hominis</i> Examen direct à l'état frais. Objectif × 40	22
Figure 5	: Forme végétative de <i>Giardia intestinalis</i> colorée au MIF. Objectif × 40.	23
Figure 6	: Kyste de <i>Giardia</i> Examen direct à l'état frais. Objectif × 40.....	23
Figure 7	: Forme végétative de <i>Giardia intestinalis</i> . Coloration au Giemsa. Objectif ×100.	23
Figure 8	: Les quatre couches obtenues après centrifugation par la technique de Ritchie	26
Figure 9	: Technique de Bearmann	27
Figure 10	: Répartition de la population en fonction du sexe	30
Figure 11	: Répartition de la population en fonction de l'âge.....	31
Figure 12	: Index parasitaire simple	32
Figure 13	: Index parasitaire corrigé	33
Figure 14	: Indice parasitaire en fonction de l'âge.....	34
Figure 15	: Répartition des cas positifs en fonction du sexe	34
Figure 16	: Indice parasitaire par année	35
Figure 17	: Pourcentage des Protozoaires et Helminthes	35
Figure 18	: Pourcentage des espèces retrouvées uniquement après concentration.....	36
Figure 19	: Pourcentage des espèces retrouvées à uniquement l'examen direct.....	37
Figure 20	: <i>Blastocystis Hominis</i>	39

Figure 21 :	<i>Entamoeba Coli</i>	40
Figure 22 :	<i>Giardia Intestinalis</i>	40
Figure 23 :	<i>Entamoeba Histolytica</i>	41
Figure 24 :	<i>Taenia Saginata</i>	41
Figure 25 :	Œuf d'Ascaris lumbricoides	42
Figure 26 :	Proportion du monoparasitisme et polyparasitisme.....	42
Figure 27 :	Indice des Associations de parasitisme.....	43

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I	: Mécanisme d'action des molécules antiparasitaires	9
Tableau II	: Indication des molécules antiparasitaires.	11
Tableau III	: Pourcentage en fonction de la technique	35
Tableau IV	: Indice des espèces retrouvées uniquement après recherche directe.....	38

TABLE DES MATIERES

INTRODUCTION	1
--------------------	---

PREMIERE PARTIE : ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE

I. DEFINITIONS.....	3
I.1. Parasitose	3
I.2. Parasite.....	3
I.3. Parasitisme	3
II. CLASSIFICATION DES PARASITES INTESTINAUX HUMAINS	3
II.1. Les protozoaires.....	4
II.2. Les helminthes intestinaux	5
III. FACTEURS FAVORISANTS	7
IV. REPARTITION GEOGRAPHIQUE	8
V. TRAITEMENTS.....	9
V.1. Les antiparasitaires utilisés	9
V.2. Indications.....	11
VI. PREVENTION	13
VI.1. Individuelle	13
VI.2. Collective.....	14

DEUXIEME PARTIE

I. METHODOLOGIE.....	16
I.2. Site et période d'étude	16
I.3. Population d'étude.....	16
I.4. Recueil de selles	17
I.5. Examen macroscopique.....	17
I.6. Examen microscopique.....	18
I.6.2. Examen à l'état frais.....	18
I.6.3. Examen direct après coloration	20
I.6.4. Méthodes de concentration des selles	24

II. RESULTATS	30
II.1. Définition du cas positif	30
II.2. Répartition de la population en fonction du sexe	30
II.3. Répartition de la population en fonction de l'âge	31
II.4. Indice d'infestation parasitaire	32
II.4.4. Indice d'infestation en fonction de l'âge	33
II.4.5. Indice d'infestation en fonction du sexe	34
II.4.6. Indice parasitaire par année	34
II.4.7. Répartition selon les espèces de parasites	35
II.4.7.4. Proportion et répartition des protozoaires/Helminthes	35
II.4.7.5. Positivité en fonction de l'examen des selles	35
II.4.8. Modalités de parasitisme	42
III. DISCUSSION	44
CONCLUSION	47
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	49

INTRODUCTION

Le parasitisme intestinal est un phénomène fréquent et occupe une place importante dans l'ensemble de la pathologie notamment dans les pays en voie de développement. Dans ces pays situés en milieu tropical, il constitue un problème de santé publique en raison essentiellement des conditions climatiques favorables, de l'absence ou l'insuffisance des mesures d'hygiène et d'assainissement liés le plus souvent aux ressources limitées. Le tube digestif de l'homme peut être colonisé par diverses espèces de parasites appartenant à des classes différentes. Bien que certaines d'entre elles soient cosmopolites, leur prévalence varie d'une région à l'autre. Cette variation est due à différents facteurs notamment environnementaux, socio-économiques et/ ou ceux liés aux habitudes alimentaires. L'étude du portage parasitaire intestinal d'une population reflète son niveau d'hygiène alimentaire et fécale.

Selon l'Organisation Mondiale de la Santé (OMS), près de 2 milliards de personnes sont touchées par les parasitoses intestinales et 300 millions de personnes gravement malades souffrent d'helminthoses; parmi elles plus de 50 % sont des enfants d'âge scolaire [30].

Le tube digestif de l'être humain peut être colonisé par diverses espèces parasitaires qu'il s'agisse de protozoaires ou d'helminthes. Cette situation stratégique au sein de l'hôte apporte au parasite un substrat nutritionnel régulier et assure la pérennité de son cycle de transmission qui est majoritairement lié au péril fécal [45]. En plus, l'amibiase intestinale due à *Entamoeba histolytica*, est la troisième cause de mortalité par maladies parasitaires dans le monde après le paludisme et la bilharziose. Elle affecte approximativement 180 millions de personnes, dont 40000 à 110000 décèdent chaque année. [45]

Egalement, la giardiose, due à *Giardia intestinalis*, est une cause fréquente de diarrhée, et qui peut avoir un impact négatif sur la croissance et Le développement des enfants, et elle touche presque 200 millions de personnes dans le monde. Ces maladies parasitaires sont rencontrées dans la majorité des régions d'Afrique. Les

parasitoses intestinales ne sont-elles pas aussi un indicateur du niveau de développement socio-économique de la population ? [30]

Concernant les helminthoses, l'oxyure représente la parasitose la plus fréquente avec 1 milliard de personnes infectées dans le monde.

La précarité et la paupérisation de populations, l'essor souvent anarchique des mégapoles des pays en développement sont responsables d'un accroissement permanent de la prévalence des parasitoses intestinales.

Le diagnostic parasitologique n'est pas toujours simple, la mise en évidence du parasite dans les selles sous ses différentes formes : œufs, larves, kystes et adultes fait appel à une variété de techniques spécifiques et nécessite parfois plusieurs échantillons (Mougeot,2001).

L'irrégularité de la ponte chez les helminthes, l'enkystement discontinu chez les Protozoaires et l'apparition des périodes négatives rend ce diagnostic souvent difficile.

L'objectif principal de ce travail est d'évaluer la contribution du secteur privé dans le diagnostic des parasitoses intestinales.

Les objectifs spécifiques ont été de déterminer la fréquence :

- Du parasitisme intestinal chez les patients consultant dans le secteur privé.
- Des espèces responsables de parasitoses intestinales
- Selon l'âge et le sexe du parasitisme

Ce travail est exposé en deux parties : la première est consacrée à une étude bibliographique sur les parasitoses intestinales, la deuxième se rapporte au travail expérimental et comporte la méthodologie, les résultats et la discussion.

**PREMIERE PARTIE :
ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE**

I. DEFINITIONS

I.1. Parasitose

Elle se définit comme toute maladie causée par un parasite chez un hôte. Il est synonyme de maladie parasitaire.

Les parasitoses intestinales sont des maladies dues aux parasites vivant dans le tube digestif de l'hôte.

I.2. Parasite

C'est tout être vivant, qui pendant une partie ou la totalité de son existence se nourrit en permanence ou temporairement de diverses substances ou du contenu intestinal (parasites intestinaux) d'un autre être vivant sans détruire ce dernier, tout au moins quand leur nombre n'est pas trop grand. Ce caractère les distingue des prédateurs [9].

I.3. Parasitisme

Le parasitisme est un échange entre deux êtres, dépendant et préjudiciable pour l'un d'entre eux. Il est durable à travers un état d'équilibre parfois fragile entre le parasite et son hôte. Cet état d'équilibre est indispensable à la survie du parasite [9].

II. CLASSIFICATION DES PARASITES INTESTINAUX HUMAINS

[6, 9, 24, 42]

Il existe deux grands groupes de parasites intestinaux :

- les protozoaires
- les helminthes

II.1. Les protozoaires

Ce sont des êtres unicellulaires, constitués d'une seule cellule classée actuellement dans le règne des protistes. Ils se multiplient par mitose ou par reproduction sexuée. Ils sont doués de mouvements pendant une partie plus ou moins grande de leur existence. En fonction de l'appareil locomoteur, quatre classes sont distinguées :

- les rhizopodes
- les sporozoaires
- les ciliés
- les flagellés.

Les rhizopodes se déplacent à l'aide de pseudopodes et les espèces ayant un intérêt médical sont:

- *Entamoeba histolytica*
- *Entamoeba coli*
- *Entamoeba polecki*
- *Entamoeba hartmanni*
- *Endolimax nana*
- *Dientamoeba fragilis*
- *Pseudolimax butschlii*.

Chez les flagellés le déplacement se fait à l'aide de flagelles. Les parasites digestifs les plus rencontrés sont :

- *Trichomonas intestinalis*
- *Giardia (Lambli) intestinalis*
- *Chilomastix mesnili*
- *Retortomonas (Embadomona~) intestinalis*
- *Enteromonas hominis*.

Les ciliés se déplacent à l'aide de cils vibratiles. Seul *Balantidium coli* possède un intérêt médical.

Les sporozoaires sont dépourvus d'appareil locomoteur différencié. Ce sont :

- *Isospora belli*
- *Sarcocystis hominis*
- *Cryptosporidium sp.*
- *Cyclospora*
- *Blastocystis* dont le rôle pathogène est encore discuté

II.2. Les helminthes intestinaux

Un helminthe est un ver parasite, rond ou plat. Le terme helminthe est avant tout un synonyme de ver parasite sans véritable valeur de qualification, qui est utilisé en particulier en parasitologie pour se référer aux espèces animales vermiformes longues ou molles qui infestent le corps d'autres espèces.

Ils sont regroupés en deux phyla:

- Némathelminthes ou vers ronds ou nématodes
- Plathelminthes ou vers plats subdivisés en cestodes et en trématodes.

Les nématodes sont pour la plupart des vers ovipares à sexes séparés. Les nématodes intestinaux spécifiques de l'Homme sont :

- *Ancylostoma duodenale* (ankylostome)
- *Necator americanus* (ankylostome)
- *Ascaris lumbricoïdes* (ascaris)
- *Enterobius vermicularis* (oxyure)
- *Strongyloïdes stercoralis* (anguillule)
- *Trichuris trichiura* (trichocéphale)
- *Trichinella spiralis* (trichine qui est le seul vivipare).

Les Plathelminthes, comprennent la classe des cestodes et celle des trématodes.

Les cestodes parasites de l'homme sont des vers hermaphrodites, dépourvus de

tube digestif et ayant un corps segmenté. Les principaux parasites de l'Homme sont:

- *Taenia saginata*
- *Taenia solium*
- *Hymenolepis nana*
- *Hymenolepis diminuta*
- *Diphyllobothrium latum*
- *Dipylidium caninum*.

Les trématodes, sont pourvus d'un tube digestif incomplet et d'un corps non segmenté. Cette classe regroupe les douves (hermaphrodites) qui sont (hermaphrodites) et les schistosomes qui sont à sexes séparés.

Dans la classe des douves les parasites digestifs rencontrés sont :

- *Fasciola hepatica*
- *Dicrocoelium dendriticum*
- *Fasciolopsis buski*
- *Clonorchis sinensis*
- *Opisthorchis felinus*
- *Heterophyes heterophyes*.

Certaines de ces espèces sont de localisation hépatique, mais leurs œufs sont éliminés dans l'intestin.

Les schistosomes ou bilharzies parasites du système digestif sont :

- *Schistosoma mansoni*
- *Schistosoma intercalatum*
- *Schistosoma mekongi*
- *Schistosoma japonicum*

III. FACTEURS FAVORISANTS

Certains facteurs contribuent à la dissémination des parasites et favorisent l'infestation de l'homme alors que d'autres favorisent l'expression de la pathogénie du parasite parmi ces facteurs :

❖ Facteurs climatiques :

Le climat tropical avec une température, une humidité et une pluviométrie élevées favorisent le développement, la maturation et la conservation des œufs, des larves d'helminthes et des kystes des protozoaires dans le milieu extérieur [39].

❖ Facteurs socio-économiques

Ils sont liés d'une part aux conditions de vie défavorables (pauvreté, manque d'eau potable, manque de système d'assainissement et d'évacuation des eaux usées, points d'alimentation en eau de boisson souillée en permanence par les agents pathogènes) et d'autre part à l'état des habitations (la promiscuité favorise les affections à contamination interhumaine directe).

❖ Facteurs professionnels

Certaines professions sont exposées et peuvent être à l'origine de la contamination telle que les cultivateurs (contact avec la terre) [39].

Facteurs comportementaux et réceptivité de l'hôte :

Ces facteurs diffèrent d'un hôte à l'autre et sont représentés par :

- le manque d'hygiène alimentaire et corporelle qui entraîne la contamination du milieu naturel et l'infestation de la population.
- les carences nutritionnelles : la malnutrition protéino-calorique,
- la coexistence chez le même individu de plus d'un parasite (pluri-parasitisme) [10].

- l'immunodépression représente le principal facteur de risque de certaines parasitoses intestinales opportunistes (infection par le VIH ou non) [13].
- l'âge : les enfants et les personnes âgées sont en général plus exposés en raison de leur mauvaise hygiène [38, 39].

❖ Les facteurs écologiques

Ces derniers favorisent la présence et la pullulation des hôtes intermédiaires retrouvés au niveau des eaux stagnantes riches en végétations [39].

❖ Facteurs liés au parasite

Plusieurs caractères biologiques favorisent la transmission des parasites :

- la résistance des formes infestantes dans l'environnement (plusieurs mois selon les conditions), exemple : les kystes des amibes, les œufs d'*Ascaris* qui ont une double coque et s'embryonnent dans le milieu extérieur.
- la faible taille des oocystes des sporozoaires permet de prendre en défaut certains dispositifs de filtration.
- la résistance au chlore, utilisé dans le traitement de l'eau potable, se voit chez certains parasites tel que les kystes de *Giardia intestinalis* et les oocystes des coccidies.
- l'adaptation du parasite à plusieurs hôtes animal (bovin en particulier qui assure une contamination massive de l'environnement) ou humain [9].

IV. REPARTITION GEOGRAPHIQUE [10, 24,25]

❖ Les parasitoses cosmopolites

Elles peuvent s'observer sur toute la surface du globe. Cependant, elles sont plus fréquentes en zones tropicale et intertropicale qu'en zone tempérée.

Exemples : amibiase, giardiose, trichomonose, ascaridiose, trichocéphalose, téniasis.

❖ Les parasitoses tropicales et intertropicales :

Ce sont des parasitoses qui sévissent à l'état endémique exclusivement dans les régions chaudes et humides du globe.

Exemples : nécatorose, anguillulose, bilharziose.

V. TRAITEMENTS

Le traitement des parasitoses intestinales est essentiellement médical, et fait appel à des molécules appartenant à différentes classes thérapeutiques [41].

V.1. Les antiparasitaires utilisés

Les molécules antiparasitaires utilisées au cours des parasitoses intestinales sont représentées dans le tableau suivant :

Tableau I : Mécanisme d'action des molécules antiparasitaires

Molécules	Présentation	Mécanisme d'action
5- nitro-imidazolés		
Métronidazole	– Cp250-500mg. – Sb à 4%, 125mg/ml. – Perfusion 500mg.	Formation des espèces chimiques très réactives à l'origine de l'activité anti parasitaire [44].
Ornidazole	– Cp 500mg. – Perfusion 500mg-1g.	Inhibe la croissance des micro-organismes. Référence
Tinidazole	– Cp 500mg.	Entaine des dommages de la structure de la synthèse de l'ADN
Imidazolés		
Albendazole (Zentel®)	– Cp sécable 400mg. – Sb 10ml à 4%.	Inhibition de l'assemblage des microtubules en se fixant à la β -tubuline qui entraîne une immobilisation puis une mort lente des parasites [21], [45].
Flubendazole (Fluvermal®)	– Cp 100mg. – Sb à 2%.	
Mébendazole	– Cp 100-500mg. – Sb 20mg/ml.	
Thiabendazole (Mintesol®)	-Cp à 500 mg	

Molécules	Présentation	Mécanisme d'action
Pyrazino-iso-quinoléines		
Praziquantel (Biltricide®)	– Cp à 600mg [20].	– Il augmente l'activité musculaire entraînant une paralysie musculaire de parasite puis vacuolisation du cytoplasme et lyse [21].
Macrolides lactoniques		
Ivermectine (Mectizan®)		– Paralyse neuromusculaire des nématodes par un influx des ions chlorure qui provoque une hyperpolarisation [12, 43].
Les autres molécules		
Pamoate de Pyrantel (Helmintox®)	– Cp à 125 mg ; – Sb 125 mg/dose [45].	– Blocage neuromusculaire par une activation importante et prolongée des récepteurs nicotiques et donc les vers seront expulsés par péristaltisme intestinal [21].
Pipérazine (vermifuge SORIN®)	– Sb à 15 mg/ml [45].	– Une paralysie type hyperpolarisation qui réduit fortement la motilité des vers qui sont expulsé par le péristaltisme intestinal [20].
Pyrvinium (Povanyl®)	– Cp à 50 mg ; – Sb à 50 mg/dose [45].	Le pyrvinium agit sur les oxyures (<i>Enterobius vermicularis</i>).
Niclosamide (Trédémine®)	– Cp à 500 [45].	– Blocage du cycle de Krebs et inhibition de la fixation du glucose par le ténia. – Il altère le métabolisme du vers qui devient sensible aux enzymes protéolytiques de l'hôte et dégénère [21].
Tilbroquinol (Intétrix®)	/	– Le tilbroquinol est un antiamibien de contact. L'action amoebicide de contact s'exerce sur les trophozoïtes d' <i>Etmameba hystilitica</i> forme minuta et forme kystique.
Nitazoxanide	/	– Activité protozoocide repose sur l'interaction avec la pyruvate-ferrodoxine oxydo-réductase [36].
Fumagiline	/	/

Molécules	Présentation	Mécanisme d'action
Antibiotiques à action antiparasitaire		
Tétracycline	– Cp à 250 mg	/
Paromomycine	/	
Azithromycine :	– -Gel à 250 mg	/
Cotrimoxazole : (Triméthoprine sulfaméthoxazole)	– Cp à 80 mg (T)/400 mg (S) – Cp à 160 mg (T)/800 mg (S)	/

Cp : comprimé ; **T** : triméthoprine ;
Gel : gélule ; **S** : sulfaméthoxazole
sb : suspension buvable ;

V.2. Indications

Le tableau suivant illustre les principales indications des molécules antiparasitaires utilisées dans le traitement des parasitoses intestinales [7, 21, 47].

Tableau II : Indication des molécules antiparasitaires.

Parasitose	Molécule(s) utilisée(s)	Posologie et voie d'administration
Amoebiose intestinale aigue [26]	Antiamibiens diffusibles : Métro­nidazole	30-40 mg/kg/jr en 3 prises pdt 10 jrs.
	Tinidazole Secnidazole	50-70 mg/kg en prise unique.
	Antiamibiens de contacts :	30 mg/kg en prise unique.
Amoebiose intestinale aigue [26]	Til­iquinol+tilbroquinol Nifuroxazide Paromomycine en sachets de 250 mg.	4 gélules /jr en 2 prises pdt 10 jrs. 800 mg / j pdt 6 à 8 jrs. E: 50 mg / kg / jrs en 4 prises pdt 8 jrs
Giardiose	– Métro­nidazole – Ornidazole – Tinidazole	0.75-1.5 g/j pdt 5 jrs. A: 1 g/jr pdt 5 jrs. E : 30 à 50 mg/kg/j pendant 2 j A: 2 g en dose unique. E : 50 à 70 mg/kg en dose unique
Trichomonose intestinale	Métro­nidazole	A : 1 g / j pdt 7 à 10 jrs. E : 15 mg/kg/j pendant 7 j

Parasitose	Molécule(s) utilisée(s)	Posologie et voie d'administration
Dientamoebiose	Métronidazole	1 g /j pdt 7-10 jrs.
Balantidiose	Tétracycline	500 mg 4×/j pdt 10 jrs. E >8ans : 40 mg/kg/j (max: 2 g)
Blastocystose	Métronidazole	800 mg 3×/j pdt 5-10jrs.
Cryptosporidiose	Nitazoxanide Azithromycine	500 à 1000mg 2×/j pdt 3 à 14jrs 500mg/j pdt 5-10jrs
Isosporose	Cotrimoxazole (160/800mg)	2 à 4 cp/j pdt 7 à 10jrs
Cyclospore		
Microsporidiose à Encephalitozoon intestinalis	Albendazole	400mg 2×/j pdt 14 à 28jrs
Microsporidiose à Enterocytozoon bineusi	Fumagiline	3cp/j pdt 14 jrs
Téaniose à : Taenia solium, Taenia saginata, Hymenolepis nana Diphyllobotrium latum	Praziquantel	10 mg/kg en une prise. Idem Idem 15 mg/kg en une prise.
Oxyurose	Flubendazole Pamoate de Pyrantel Pyrvinium Pipérazine Albendazole	100 mg en une prise. 10-12 mg/kg en une prise. 5mg/kg en une prise. 4 cuillères à mesure/j pdt 7jrs. 400mg en une prise.
Ascaridiose	Albendazole Flubendazole Mebendazole Pyrantel Pipérazine Ivermectine	400 mg en une prise. 100 mg ×2/j pdt 3 jrs 100mg ×2/j pdt 2 jrs 10-12 mg/kg en une prise. 4 cm/j pdt 2 jrs. 200µg/kg en une prise.
Trichocéphalose	Albendazole Flubendazole	400 mg en une prise. 100 mg × 2/ jrs pdt 3 j

VI. PREVENTION

VI.1. Individuelle

Elle est basée essentiellement sur des mesures d'hygiène corporelles et des aliments et la nécessité de changement de certaines habitudes alimentaires.

❖ Hygiène corporelle :

- Elle consiste à se laver les mains avant les repas, après le passage aux toilettes et avant la manipulation des aliments.
- Pour prévenir l'auto-infestation au cours de l'oxyurose il faut suivre les règles suivantes :
 - Brossage des ongles après chaque selle et avant les repas ;
 - Coupures des ongles le plus court possible ;
 - Mettre un pyjama fermé pour éviter le contact direct entre les doigts et l'anus lors du prurit anal nocturne.

❖ L'hygiène des aliments et de l'eau

- Il faudra préférer cuire les aliments et les servir chaud sans manipulation intermédiaire.
- Laver abondamment les fruits et les crudités avant consommation.
- Il faudra porter l'eau à ébullition au moins une minute, ou la désinfecter par l'hypochlorite de sodium, mais il faut tenir compte du fait que certaines formes parasitaires tels que les kystes de *Giardia intestinalis* et les oocystes des cryptosporidies sont résistant à la chloration.

❖ **Modification des habitudes alimentaires**

Certaines habitudes culinaires personnelles ou culturelles peuvent être à l'origine de certaines parasitoses, d'où la nécessité de mettre en place certaines dispositions:

- Bien cuire les viandes de bœuf et de porc pour éviter l'infestation par *T. solium* et *T. saginata*.
- La congélation et la cuisson du poisson pour prévenir la bothriocéphalose [45].

VI.2. Collective

Elle est basée sur les mesures suivantes :

❖ **Lutte contre le péril fécal**

La lutte contre le péril fécal est une composante majeure de la prévention contre les parasitoses intestinales. Elle est axée sur deux éléments principaux à savoir le réservoir de parasite et l'environnement.

- Protection des puits par une margelle bétonnée ;
- Protection des sources d'eau et des citernes par un périmètre de sécurité ;
- Construction et utilisation de latrines régulièrement décontaminées par un arrosage au crésol sodique.
- Collection des urines et des matières fécales.
- Interdiction d'utilisation des engrais humains pour le sol des cultures maraichères. Prévention de la dissémination dans l'entourage :

Les mesures d'hygiène s'appliquent à la personne contaminée et à son entourage, en particulier la famille :

- Nettoyage et désinfection des objets usuels de la personne infesté surtout les enfants (jouets, cheveux des poupées) [28].
- Nettoyage des tables d'écoles et des sols des chambres [28].

- L'hyménolépiase et l'oxyurose ont en commun le risque d'auto-infestation nécessitant un traitement prolongé et une répétition des cures ainsi qu'un traitement simultané de l'entourage. [45]
- L'amélioration du niveau de vie et des conditions sanitaire.

DEUXIEME PARTIE

I. METHODOLOGIE

I.2. Site et période d'étude

Il s'agit d'une étude épidémiologique rétrospective réalisée au laboratoire de biologie médicale Bio24 qui est une structure privée ouverte depuis 03/01/1994. Les données recueillies concernent la période du 01 mars 2008 au 28 février 2018. Le laboratoire Bio24 situé à Dakar est certifié ISO 9001 version 2000 depuis le 11/11/2003. Il dispose d'un plateau technique permettant de réaliser des examens de : biochimie générale, biochimie spécialisée (Hormone, marqueurs protéiques), hématologie, microbiologie, parasitologie, mycologie et biologie de la reproduction. Le personnel est constitué de cinq (5) biologistes médicaux, de seize (16) techniciens en biologie, de neuf (9) agents infirmiers préleveurs, de trois (3) gestionnaires, de six (6) agents administratifs, de sept (7) techniciens de surface, et de trois (3) gardiens.

I.3. Population d'étude

Cette étude a concerné tous les examens de coprologie visant à rechercher des kystes, amibes, œufs et parasites adultes (KAOP) reçus au laboratoire Bio24 durant la période d'étude.

Pendant cette période qui couvre 10 ans, ont été reçus au laboratoire 22079 patients pour des examens de coprologie, dont 21707 ont été inclus ; 371 ayant été exclus pour insuffisance de renseignements recueillis et non réalisation de l'examen.

I.4. Recueil de selles

Pour chaque patient un échantillon de selles fraîchement émise dans un pot propre avec couvercle a été recueilli soit au laboratoire ou en dehors du laboratoire, dans ce dernier cas l'échantillon a été transmis dans la demi-heure qui suit le recueil des selles. Trente (30) à cinquante (50) gramme de selles ont été recueillis dans un récipient sec et propre. Le recueil a été réalisé soit au laboratoire soit en dehors du laboratoire et dans ce dernier cas le transport a été réalisé en conservant l'échantillon à + 4 °C, mais ceci peut détruire les forme végétatives.

I.5. Examen macroscopique

C'est le premier à être réalisé sur les selles. Il consiste à déterminer leur aspect et à repérer les parasites adultes visibles à l'œil nu.

❖ Forme

Dans le cas normal, elle est moulée mais pathologiquement elle est soit en bouse ou liquide dans le cas de diarrhée, soit dure souvent en billes (scybales) dans les cas de constipation.

❖ Consistance

Elle est sous différents aspects : ferme, pâteuse ou liquide. Elle dépend de l'hydratation, donc de la rapidité du transit colique et des sécrétions intestinales ou coliques.

❖ Couleur

Elle est fonction des pigments biliaires et de leurs produits de transformation :

- Marron : couleur normale
- Brun foncé : dans le cas de putréfaction,
- Jaune ou verte : parfois signe de transit accéléré

❖ Aspect

Normalement homogène, il peut être hétérogène ou grumeleux. Il faudra rechercher l'existence de placards glaireux, de muco-membranes et de sang en plages ou plus ou moins mélangé aux selles.

❖ Viscosité

Elle dépend de la nature de l'alimentation et elle peut être augmentée par la présence de fortes proportions de matières albuminoïdes.

Les parasites pouvant être vus pendant cet examen macroscopique sont des anneaux de tænia, les vers adultes d'ascaris.



Figure 1 : Anneaux de tænia [48]

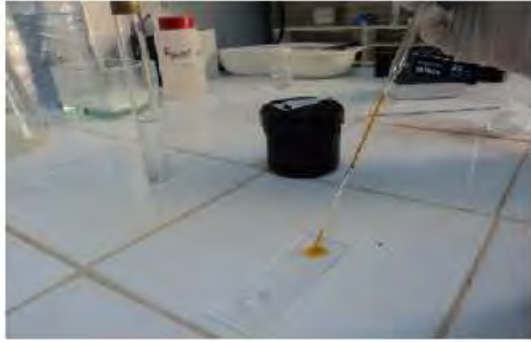
I.6. Examen microscopique

En coprologie, c'est le temps essentiel du diagnostic parasitologique, mais aussi un moyen d'étude de la qualité de la digestion. L'examen microscopique direct doit être obligatoirement suivi d'un examen après concentration et être effectué systématiquement avec le grossissement 10 puis 40.

I.6.2. Examen à l'état frais

C'est la première étape de l'examen microscopique et le seul qui permet d'observer la mobilité des parasites.

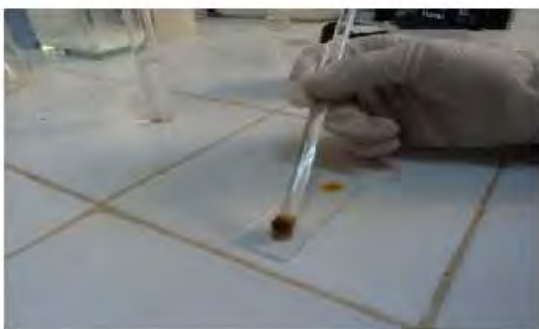
Il consiste à prélever un peu de matières fécales avec une fine baguette de verre et délayer dans une grosse goutte d'eau physiologique sur une lame, recouvrir d'une lamelle si les selles sont de consistance pâteuse ou dure. Le mélange peut aussi être fait dans un tube ensuite une petite goutte est transférée sur une lame et recouverte d'une lamelle. Lorsque les selles sont liquides il suffit de prendre une goutte, déposer sur une lame porte objet et de recouvrir d'une lamelle. La préparation est à observer après avoir laissé au repos pendant quelques minutes (5 à 10 minutes) pour éviter les phénomènes de diffusion lors de l'observation. Cet examen permet souvent de rechercher et d'identifier les œufs d'helminthes, les kystes et les trophozoïtes des protozoaires (figure 2)



La goutte d'eau physiologique et lugol



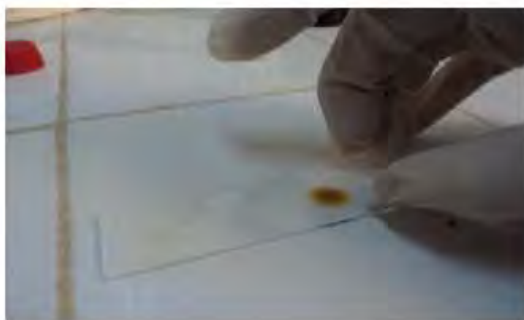
Prélèvement de selle en différents points



Dépôt de selle sur eau physiologique et lugol



Stérilisation de l'agitateur d'application



Dépôt de la lamelle



Observation au Gx10 et Gx40

Figure 2 : Examen direct [3]

I.6.3. Examen direct après coloration

❖ Examen en solution iodo-iodurée

Même procédure que l'examen précédent mais en délayant les matières fécales dans une grosse goutte de solution de iodo-iodurée (figure 24).

Le protocole de la préparation de la solution iodo-iodurée est la suivante :

- Eau physiologique stérile à 0,9%
- Solution iodo-iodurée à 1% : diluer 2g de l'iodure de potassium dans 10ml d'eau distillée, ajouter 1g d'iode une fois le mélange dissout compléter les 90ml d'eau distillée. Cette solution se conserve en flacon brun à l'obscurité, pendant un mois au maximum.
- La stérilisation se fait avec de l'eau de javel

❖ Examen direct après coloration avec le kit KOP-COLOR II

➤ Principe

KOP-COLOR II est un procédé de coloration différentielle des éléments parasitaires utilisant un mélange d'agents colorants dont le Lugol. Son utilisation facilite la détection des éléments parasitaires qui apparaissent colorés en jaune, jaune-orange ou jaune brun sur fond bleu plus ou moins foncé.

➤ Mode opératoire

- Homogénéiser les selles.
- Prélever un volume de selles équivalent à un petit pois et déposer dans un tube à hémolyse contenant 1ml de diluant (eau physiologique, eau distillée ou tampon acéto-acétique Ph5).
- Triturer et agiter pour obtenir une suspension homogène (agitateur de type vortex).
- A l'aide d'une micropipette, déposer sur une lame 10ul de KOP-COLOR II.
- A l'aide d'une pipette pasteur, ajouter une goutte (ou 25ul avec une micropipette) de la suspension de selles à examiner.
- Bien mélanger.
- Recouvrir d'une lamelle et observer au microscope avec une lumière blanche (filtre bleu).

➤ Interprétation des résultats

Les éléments parasitaires apparaissent colorés en jaune, jaune-orange ou jaune-brun sur fond bleu plus ou moins foncé.



Figure 3 : Cristaux de Charcot Leyden Examen direct à l'état frais. Objectif $\times 40$ [3]



Figure 4 : Forme vacuolaire de *Blastocystis hominis* Examen direct à l'état frais.
Objectif $\times 40$ [3]



Figure 5 : Forme végétative de *Giardia intestinalis* colorée au MIF. Objectif $\times 40$.
[3]



Figure 6 : Kyste de *Giardia* Examen direct à l'état frais. Objectif $\times 40$ [3]



Figure 7 : Forme végétative de *Giardia intestinalis*. Coloration au Giemsa.
Objectif $\times 100$. [3]

I.6.4. Méthodes de concentration des selles

Le terme concentration doit être préféré à celui d'enrichissement puisque ces procédés visent à rassembler dans un petit volume des formes parasites présentes en faible quantité dans l'échantillon, sans augmenter leur nombre. Dans ce but, sont utilisés des procédés physiques ou physico-chimiques dont les meilleurs sont ceux qui provoquent le minimum d'altérations morphologiques des éléments. Cette concentration doit être systématiquement effectuée, même si l'examen extemporané qui l'a précédé a montré la présence de certains parasites. Quelle que soit la méthode utilisée, il sera nécessaire de travailler sur une dilution fécale parfaitement homogène, obtenue en s'aidant d'un gros agitateur dans un verre conique. Le réactif de dilution sera ajouté par affusions mesurées et répétées, surtout si les selles sont moulées et dures. Le succès final de la technique dépend des précautions suivantes :

- la dilution fécale d'environ au 1/10^{ème} devra être parfaitement homogène et porter sur des matières prélevées en des points différents de l'échantillon de selles,
- les gros débris fécaux devront être éliminés par sédimentation spontanée ou tamisage,
- l'émulsion de la dilution fécale avec le dissolvant devra être obtenue par une agitation énergique.

Durant cette période d'étude plusieurs méthodes de concentration ont été utilisées.

❖ Méthode de Ritchie dite aussi M.G.L. du Medical General Laboratory

Elle vise à concentrer les formes parasitaires par centrifugation après élimination des débris banaux par gravité d'une part et par l'action dissolvante de produits chimiques, éther éthylique, d'autre part.

La technique se déroule comme suit :

- Remplir 2/3 du tube à essai avec du formol à 10%, le verser sur environ 1g de selles et mélanger à l'aide d'un agitateur jusqu'à obtention d'une suspension légèrement trouble.
- Mettre une couche de gaze dans un verre à pied et faire passer la suspension de matière fécale puis jeter la gaze.
- Remplir le tube à centrifuger jusqu'à obtenir 7 ml.
- Ajouter 3 ml d'éther.
- Centrifuger à 1500 tours pendant 3 minutes.
- Décoller le bouchon gras (débris) avec un bâtonnet applicateur et jeter le surnageant en renversant le tube d'un mouvement rapide.
- Remettre le tube dans son support et prélever une goutte du culot avec une pipette
- pasteur pour la déposer sur une lame, couvrir avec une lamelle et examiner. Faire également une préparation colorée à l'iode.
- Examiner toute la zone recouverte par la lamelle avec les objectifs x10 et x40 à la recherche d'œufs, de kystes et de larves.
- Stérilisation : rincer les verres à pied et les agitateurs avec de l'eau de javel puis les mettre dans l'étuve à 140° pendant 10 min

Réactifs et préparation :

- Solution aqueuse de formol à 10% : mélanger 100 ml de formol officinal avec 900 ml d'eau distillée.
- Ether éthylique du commerce
- Solution de lugol à 1%.



Figure 8 : Les quatre couches obtenues après centrifugation par la technique de Ritchie [41]

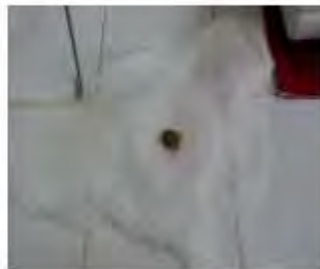
❖ Technique de Bearmann

Cette technique est spécifique pour la recherche des larves d'anguillules lors de suspicion d'anguillulose demandée spécifiquement par le clinicien. Elle est basée sur l'hygrotopisme et le thermotoprisme positif des larves d'anguillule. Mettre les selles dans une passoire pointue tapissée de deux couches de gaze. Cette dernière est posée sur un entonnoir fermé par un robinet et contenant de l'eau ayant une température de 40 °C en immergeant le fond de la passoire. En deux heures, les larves d'anguillules quittent les selles pour venir dans l'eau chaude.

Ouvrir le robinet pour recueillir le liquide, puis centrifuger à 2000 tours pendant 2 minutes. Le culot où sont concentrées les larves est examiné au microscope optique.



Remplissage de l'appareil de Bearmann avec de l'eau tiède



Prélèvement de selle mis dans de la gaze



Dépôt de selle au contact de l'eau tiède pendant 2H



Remplissage des tubes avec le liquide à centrifuger



Récupération du culot



Prélèvement de 2gouttes du culot pour observation microscopique au Gx10 et Gx40

Figure 9 : Technique de Bearmann [3]

❖ MIF Concentration

- Diluer les selles au 1/10ème dans une solution de MIF (Merthiolate-Iode-Formol)
- Tamiser sur chinois
- Mélanger 10ml de filtrat à 4ml d'éther dans un tube à centrifuger

- Agiter
- Laisser reposer 2 min
- Centrifuger 1min à 1700tr/min
- Eliminer le surnageant par retournement
- Examiner le culot entre lame et lamelle

❖ Méthode de concentration d'éléments parasitaires selon la technique iodesine concentration

➤ Principe

Méthode de concentration diphasique utilisant l'éther comme solvant organique et la solution iodésine comme phase aqueuse. Les éléments apparaissent ainsi colorés en rose ou brun plus ou moins foncé.

➤ Mode opératoire

- Préparation de la solution IODESINE
 Dans un tube conique de 30ml, déposer à l'aide d'une micropipette 200 µl de lugol et 20ml de base pour IODESINE.
- Homogénéiser les selles.
- Prélever une noix de selles (3-4g ou 3-4ml si les selles sont liquides) et la déposer dans la solution IODESINE précédemment préparée.
- Triturer à l'aide d'une spatule et agiter vigoureusement jusqu'à l'obtention d'une suspension homogène (agitateur de type vortex).
- Laisser reposer 2 à 3 minutes pour la sédimentation des gros débris.
- Verser 5 ml du surnageant dans un tube conique de 10 ml.
- Ajouter 2,5 à 3 ml d'éther.
- Boucher le tube et agiter vigoureusement pour obtenir une émulsion (agitation manuelle ou avec agitateur de type vortex).

- Déboucher le tube et centrifuger à 150-200g pendant 5mn pour « casser » l'émulsion.
- En cas de gélification de la phase supérieure (résidus lipophiles), la décoller de la paroi du tube à l'aide d'une pipette pasteur.
- Eliminer le surnageant par retournement du tube. Remettre le culot en suspension avec 1 ou 2 gouttes d'eau physiologique (ne pas dessécher le culot).
- A l'aide d'une pipette pasteur, déposer sur une lame 1 goutte ou (25µl avec une micropipette) de la suspension à examiner.
- Recouvrir d'une lamelle et observer au microscope avec une lumière blanche (filtre bleu).

Lors d'une coloration trop importante des parasites, il est recommandé d'augmenter l'intensité de la lumière blanche pour une bonne observation microscopique de ces derniers.

➤ **Interprétation des résultats**

Les éléments parasitaires apparaissent colorés en rose ou brun plus ou moins foncé.

II. RESULTATS

II.1. Définition du cas positif

Un sujet est considéré parasité lorsque l'examen direct et/ou la technique complémentaire de la selle révèle la présence d'un ou de plusieurs parasites sous diverses formes : kyste, forme végétative, œuf et/ou adulte.

II.2. Répartition de la population en fonction du sexe

Durant la période d'étude, nous avons inclus 21706 patients avec une prescription d'examen parasitologique des selles (EPS). Parmi ces patients, 42% (10530) était de sexe masculin et 52% (11172) de sexe féminin. Le sexe ratio (H/F) étant de 0,94.

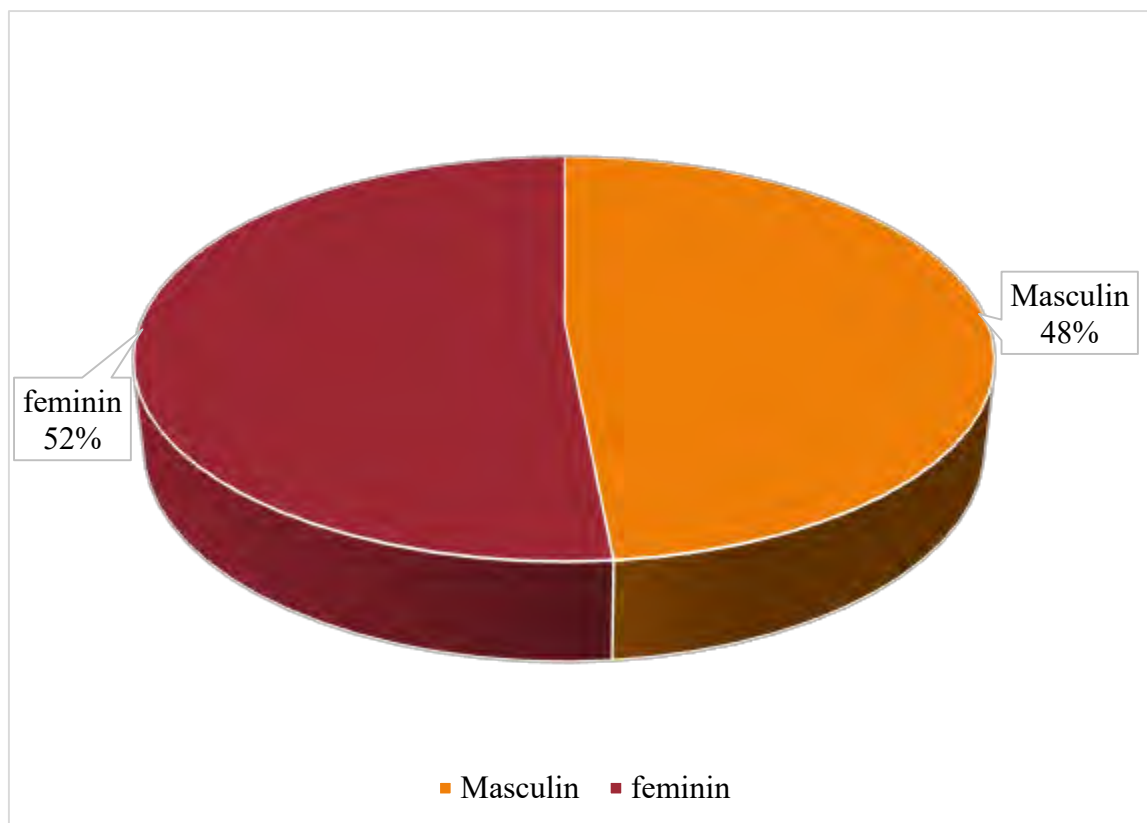


Figure 10 : Répartition de la population en fonction du sexe

II.3. Répartition de la population en fonction de l'âge

La population d'étude était constituée de 72,78 % (15799) d'adultes et 27,22% (5908) d'enfants. Nous avons considéré comme des enfants les patients ayant un âge compris entre 0 et 15 ans et comme adultes ceux dont l'âge était supérieur à 15 ans.

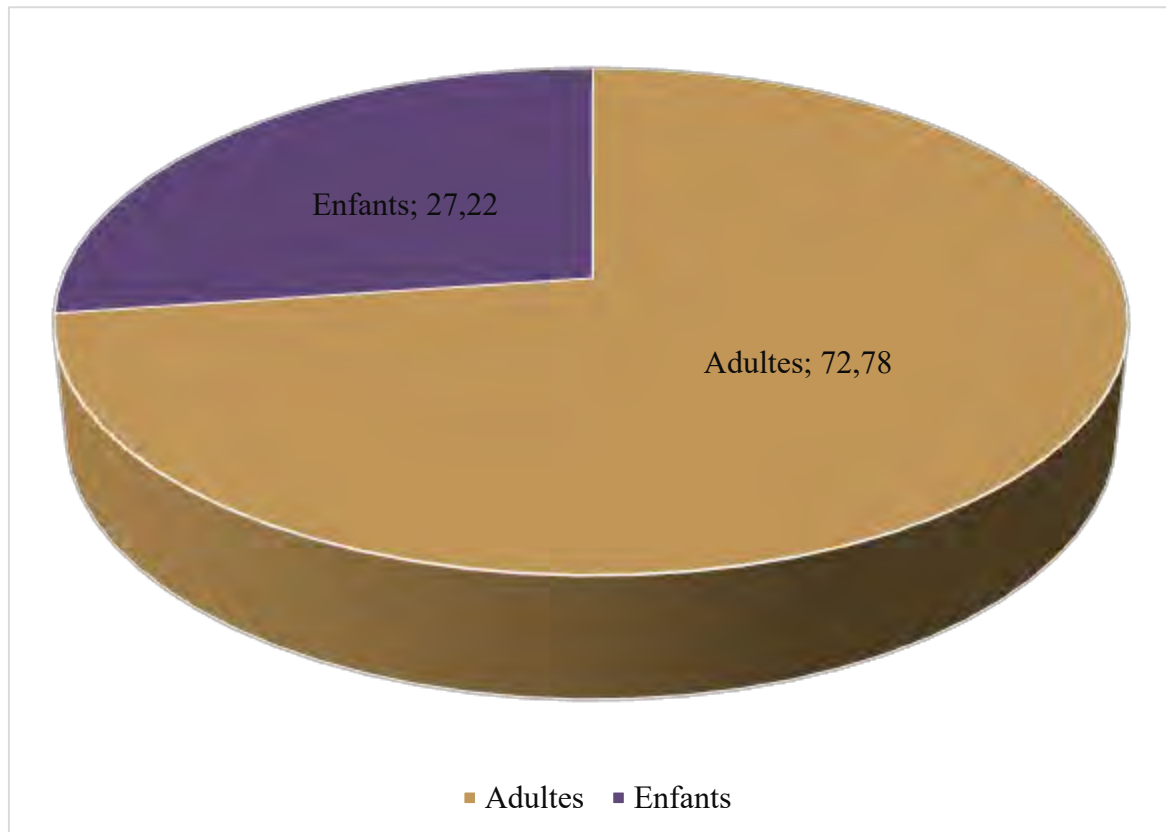


Figure 11 : Répartition de la population en fonction de l'âge

II.4. Indice d'infestation parasitaire

Il peut être apprécié en utilisant l'index parasitaire simple (IPS) et l'index parasitaire corrigé (IPC).

Cet indice (IPS) représente le pourcentage d'examens positifs par rapport au nombre global des examens effectués.

$$\text{IPS} = \frac{\text{Nombres d'EPS positifs}}{\text{Nombre total des sujets examinés}} \times 100$$

L'IPS est le pourcentage des sujets parasités par rapport au nombre total des sujets examinés. Dans cette étude, 20,63% (4480) des patients étaient parasités.

L'IPC correspond au pourcentage de parasites identifiés par rapport au nombre total d'examens analysés. 20,86% (4529) patients étaient parasités.

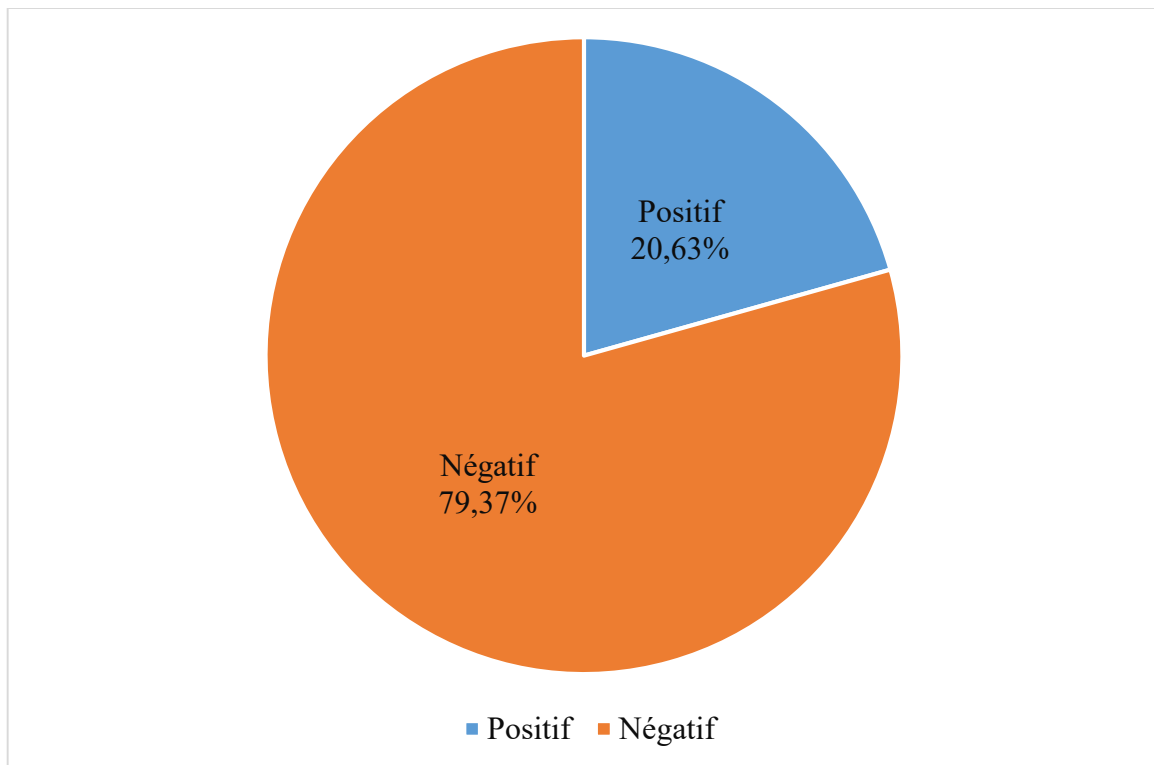


Figure 12 : Index parasitaire simple

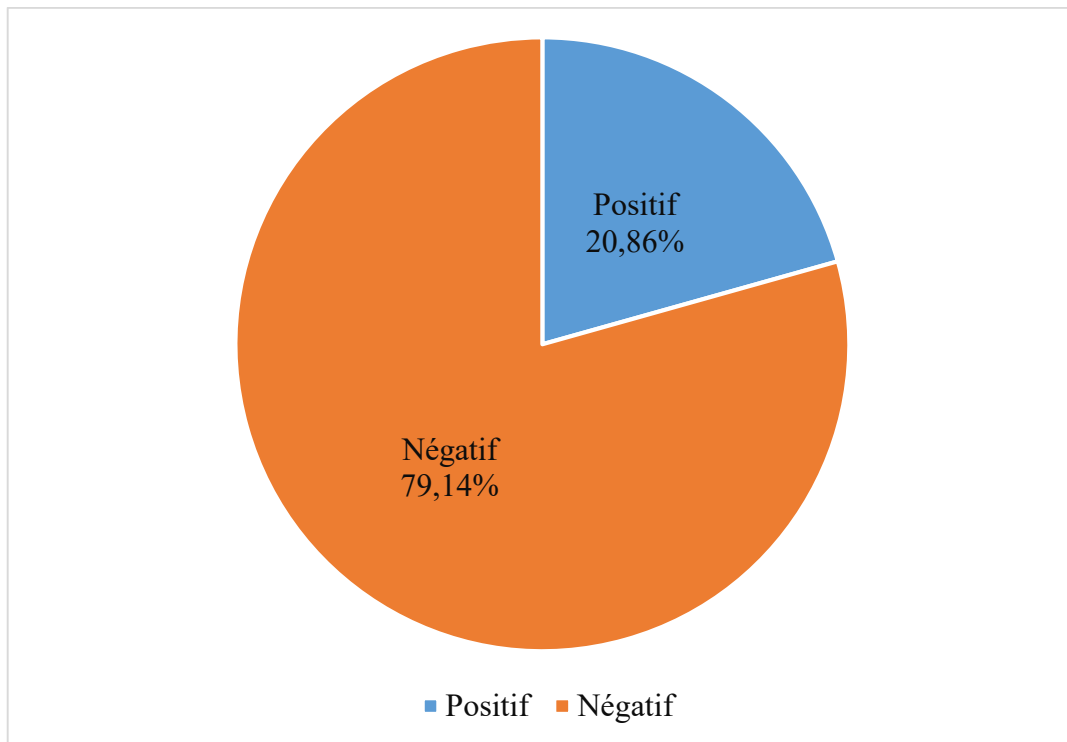


Figure 13 : Index parasitaire corrigé

II.4.4. Indice d'infestation en fonction de l'âge

Parmi les enfants de 0 à 15 ans qui représentent 27, 22 % de la population d'étude, 12,8% (749) ont présenté un examen parasitologique positif.

Parmi les adultes l'indice du parasitisme intestinal est de 23,6% (3731).

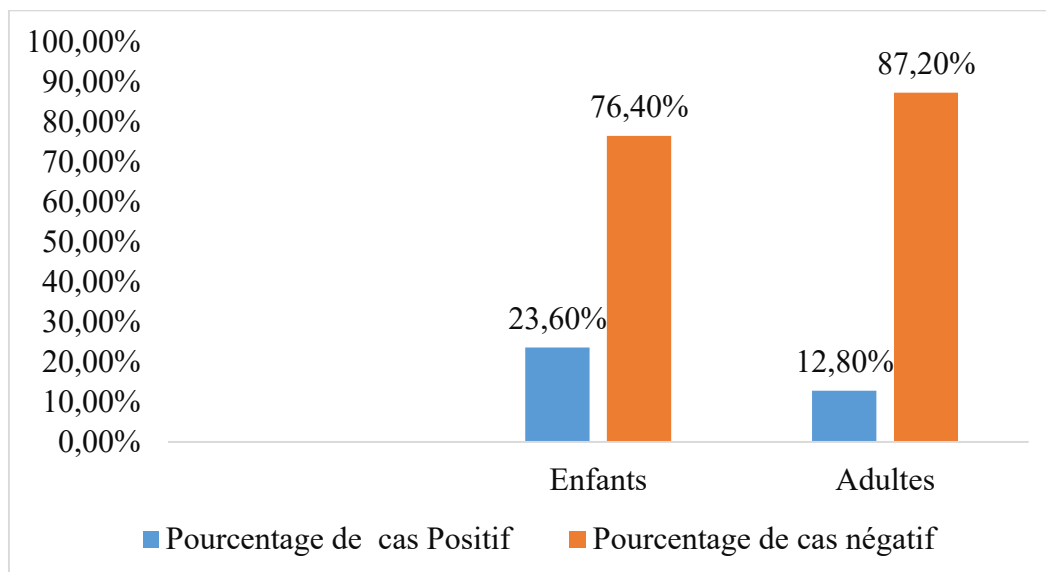


Figure 14 : Indice parasitaire en fonction de l'âge

II.4.5. Indice d'infestation en fonction du sexe

Chez les personnes infestées, 49,12% (2201) étaient du sexe féminin et 50,88% (2279) du sexe masculin.

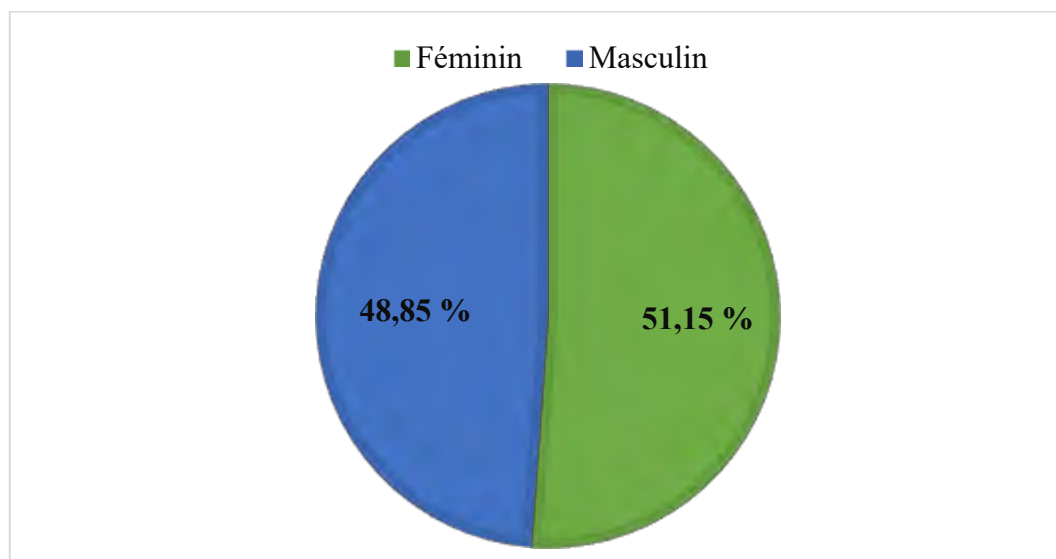


Figure 15 : Répartition des cas positifs en fonction du sexe

II.4.6. Indice parasitaire par année

L'indice parasitaire est variable au cours des années ; le taux le plus faible a été noté en 2011 ; il était de 16,07% et le plus élevé était de 23,76% en 2014.

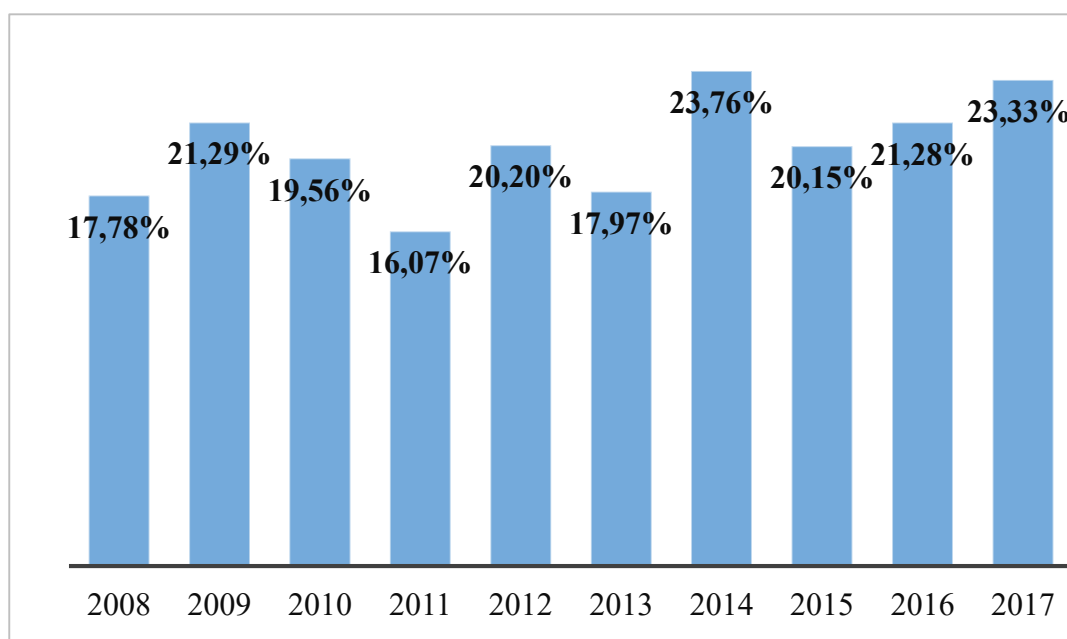


Figure 16 : Indice parasitaire par année

II.4.7. Répartition selon les espèces de parasites

Plusieurs espèces de parasites ont été retrouvées chez les patients infestés.

II.4.7.4. Proportion et répartition des protozoaires/helminthes

L'identification systématique des parasites intestinaux montre la présence de Protozoaires et d'Helminthes.

Les résultats montrent que 96 % (4305) des patients ont été parasités par des protozoaires et 4 % (175) par les helminthes.

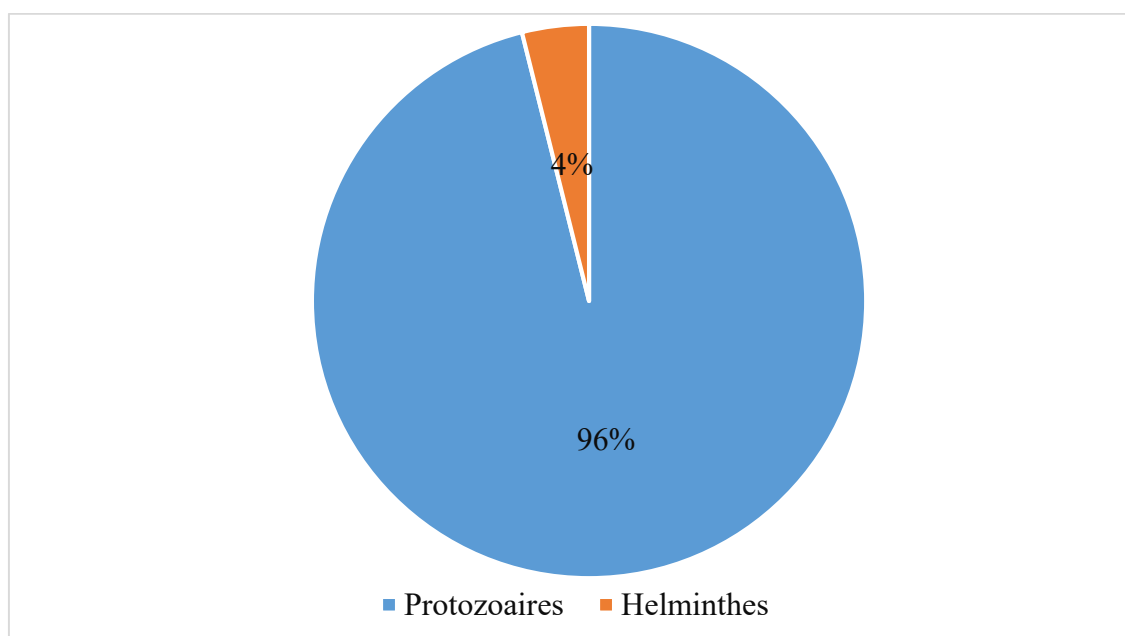


Figure 17 : Pourcentage des Protozoaires et Helminthes

II.4.7.5. Positivité en fonction de l'examen des selles

Tableau III : Pourcentage en fonction de la technique

Recherche par examen directe	Recherche après concentration	Pourcentage
Positive	Positive	96,50% (4335)
Négative	Positive	0,06 % (27)
Positive	Négative	2,89 % (130)

❖ Indice des espèces retrouvées uniquement après concentration

La méthode de concentration a permis de retrouver 0,06% (27) de parasites qui n'ont pas pu être mis en évidence par l'examen microscopique direct. Les parasites identifiés étaient *Blastocystis hominis* et *Entamoeba coli* à proportion égale (29,6%).

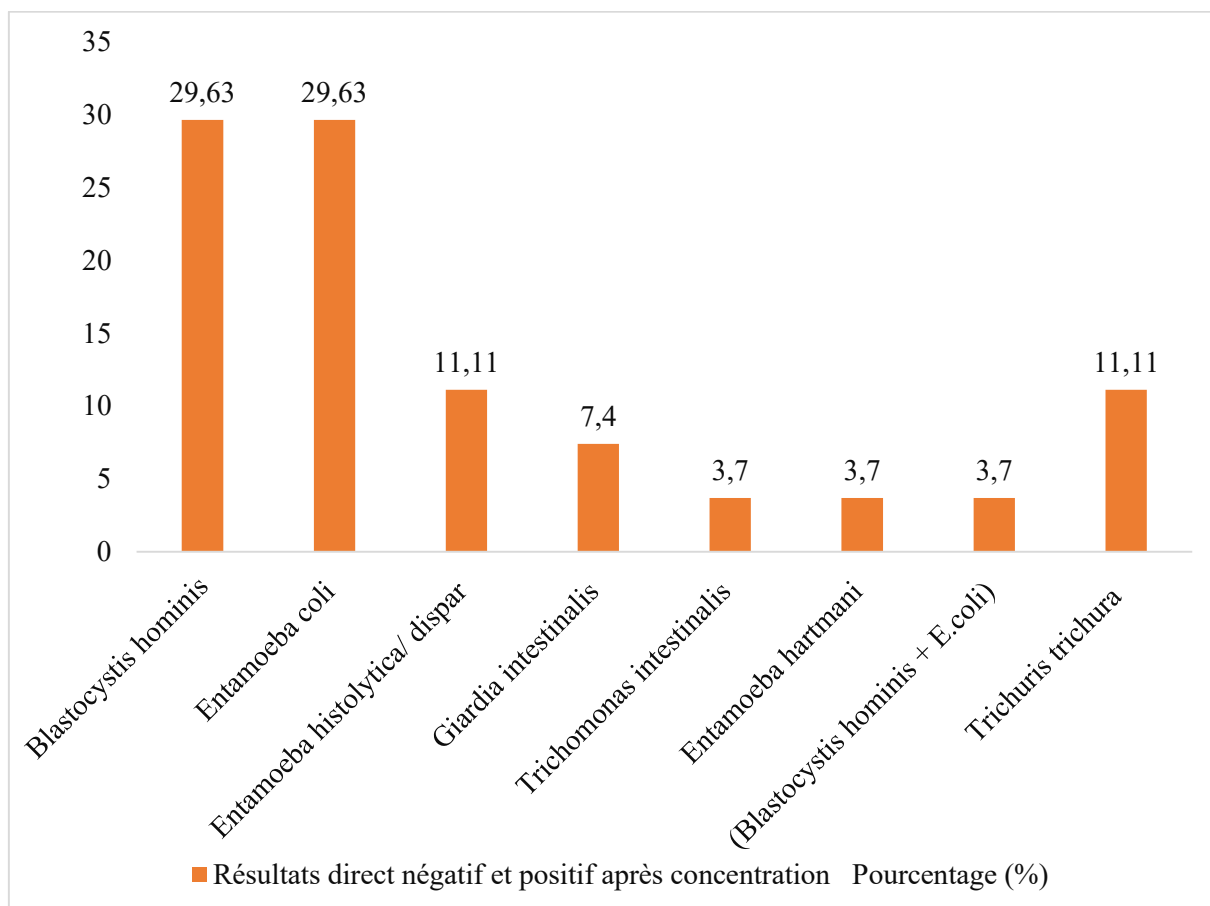


Figure 18 : Pourcentage des espèces retrouvées uniquement après concentration

❖ **Indice des espèces retrouvées uniquement à l'examen direct**

Trichomonas intestinalis représentaient 36,92% des cas de parasites identifiés à l'examen microscopique direct, suivent *Entamoeba histolytica* (16,29 %) et *E. histolytica/dispar*.

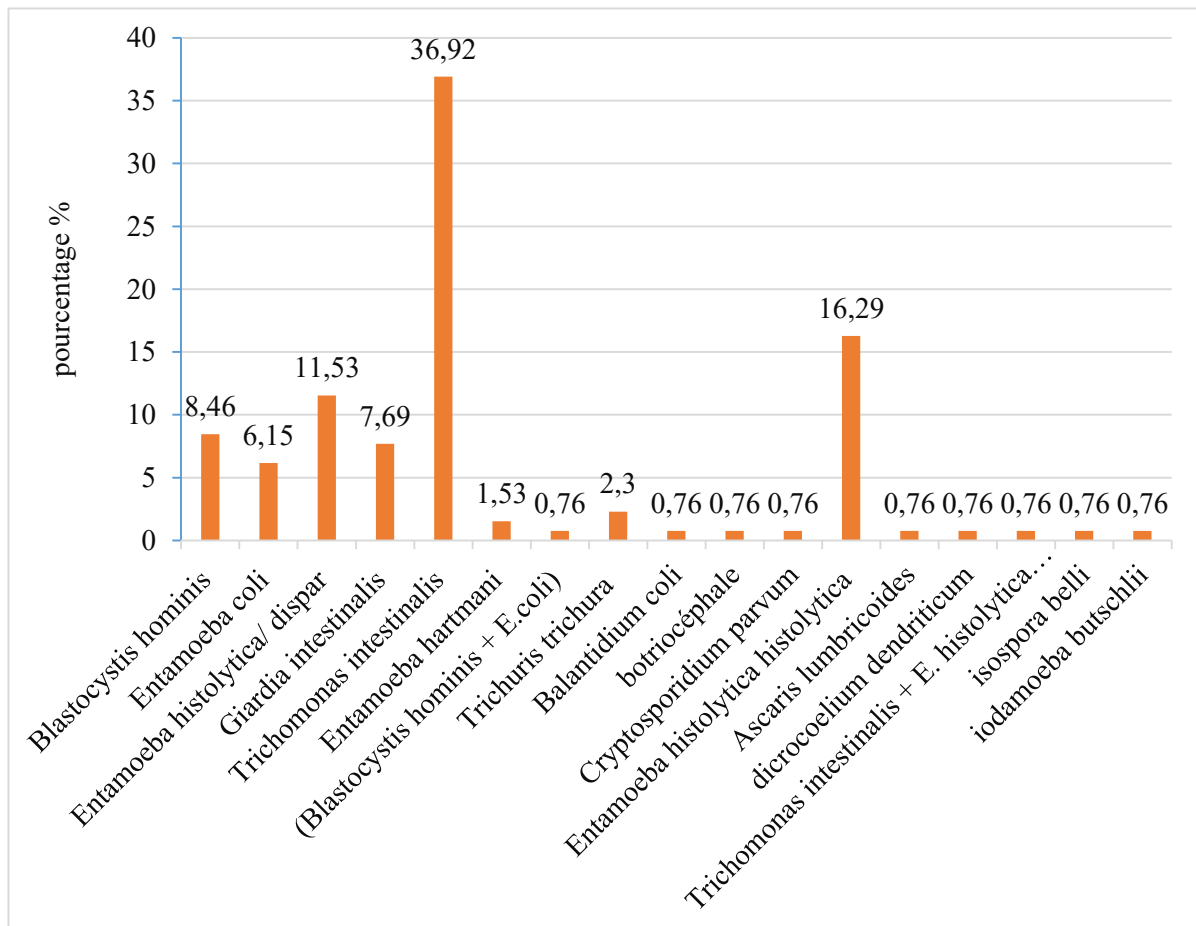


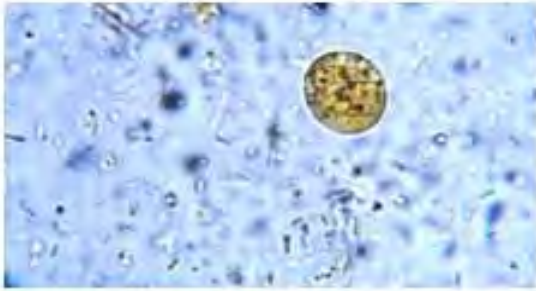
Figure 19 : Pourcentage des espèces retrouvées à uniquement l'examen direct

❖ Indice des espèces retrouvées à l'examen direct et après concentration

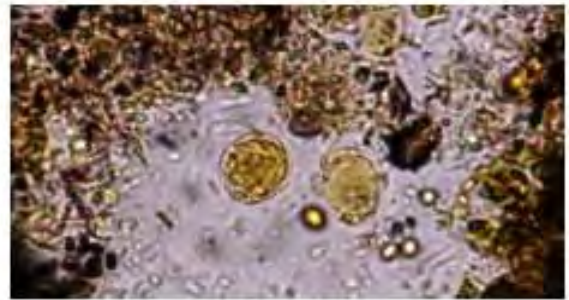
Sur les 4335 cas positifs lors de l'examen direct et de la recherche après concentration, *Blastocystis hominis* était prédominante avec 49,38 % (2141 cas) suivie d'*Entamoeba coli* avec 30,56% (1325 cas).

Tableau IV : Indice des espèces retrouvées uniquement après recherche directe.

Parasites	Nombre	Pourcentage (%)
<i>Blastocystes hominis</i>	2141	49,38
<i>Entamoeba coli</i>	1325	30,56
<i>Entamoeba histolytica/ dispar</i>	92	2,12
<i>Giardia intestinalis</i>	451	10,4
<i>Trichomonas intestinalis</i>	55	1,29
<i>Balantidium coli</i>	10	0,23
<i>heminolepis nana</i>	11	0,25
<i>Entamoeba histolytica histolytica</i>	75	1,73
<i>Ascaris lumbricoides</i>	96	2,21
<i>Trichuris trichura</i>	6	0,14
<i>Trichomonas intestinalis</i> + <i>E. histolytica histolytica</i>	5	0,11
<i>isospora belli</i>	1	0,02
<i>Taenia</i>	17	0,39
<i>Ascaris</i> + <i>B.hominis</i>	1	0,02
<i>Ascaris</i> + <i>trichocéphale</i>	8	0,18
<i>Entamoeba histolytica/ dispar</i> + <i>trichocephale</i>	3	0,07
<i>Larve d'anguillule</i>	3	0,07
<i>Ascaris</i> + <i>Gardia I</i> + <i>E. histolytica/dispar</i>	1	0,02
<i>E.coli</i> + <i>H.Nana</i>	1	0,02
<i>Ascaris</i> + <i>Trichuris trichura</i>	8	0,18
<i>Ascaris</i> + <i>E.coli</i>	5	0,11
<i>E.Histo/dispar</i> + <i>trichuris trichura</i> +	3	0,07
<i>E.Histo/dispar</i> + <i>H.Nana</i>	1	0,02
<i>H.Nana</i> + <i>Trichomonas Intestinal</i>	1	0,02
<i>Shisostoma mansonii</i>	3	0,07
<i>Shisostoma haematobium</i>	2	0,04
<i>heterophyes heterophyes</i> (œuf)	1	0,02
<i>Gardia I</i> + <i>H.nana</i>	2	0,04
<i>E.coli</i> + <i>Trichuris trichura</i>	3	0,07
<i>Ascaris</i> + <i>E.coli</i> + <i>Tricocephal</i>	2	0,04
<i>Oxyures</i>	1	0,02
<i>E.coli</i> + <i>shistosoma .mansonii</i>	1	0,02



Forme granuleuse, Gx40.



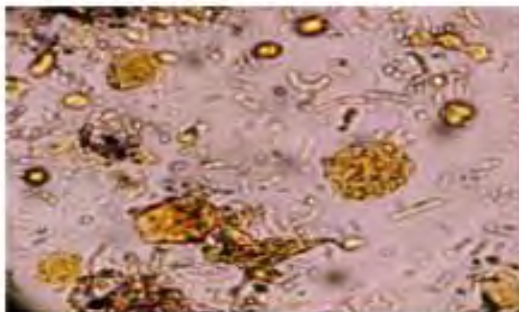
Forme vacuolaire, Gx100.



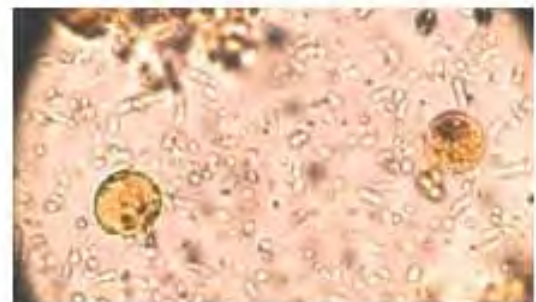
Forme vacuolaire et kystique, Gx40.



Forme kystique, Gx100.

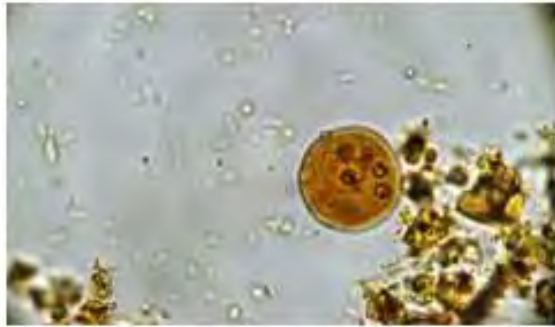


Forme vacuolaire et granuleuse, Gx40.

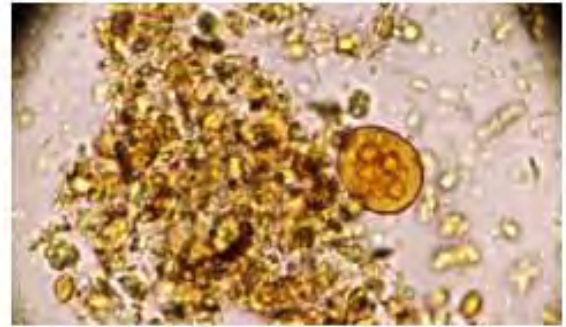


Association parasitaire :
Forme vacuolaire de *Blastocystis hominis*
et kyste de *Pseudolimax butschlii*, Gx40.

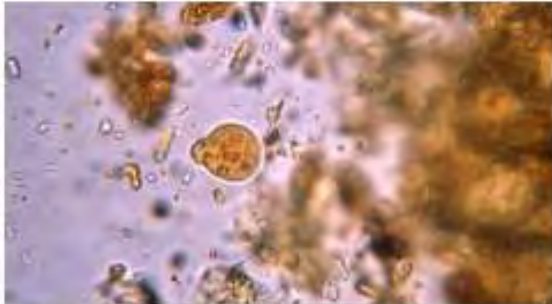
Figure 20 : *Blastocystis Hominis* [3]



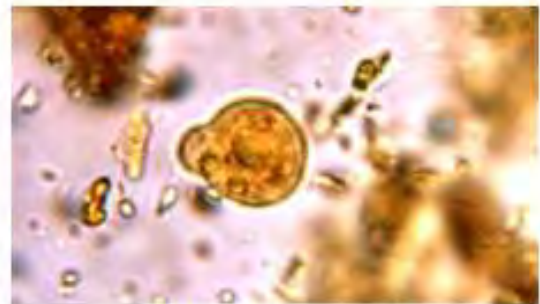
Kyste à 5noyaux visibles, Gx100.



Kyste à 7 noyaux visibles, Gx100.



Forme minuta, Gx40.

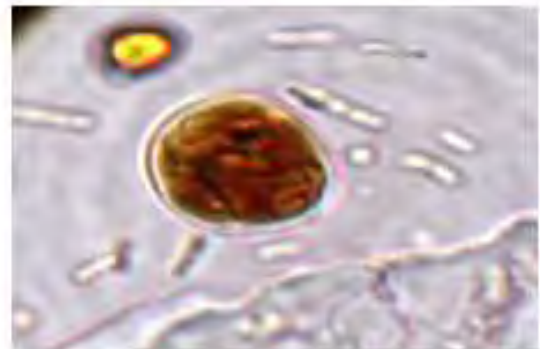


Forme minuta, Gx100.

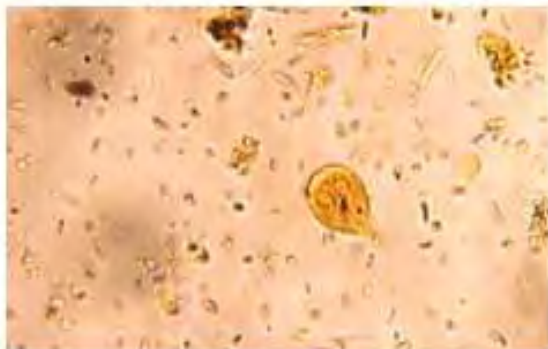
Figure 21 : *Entamoeba Coli* [3]



Forme kystique, Gx40.



Forme kystique, Gx100.

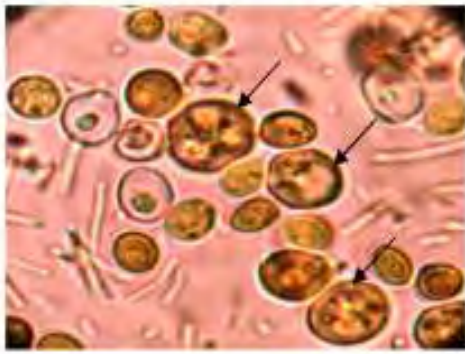


Forme végétative, Gx40.

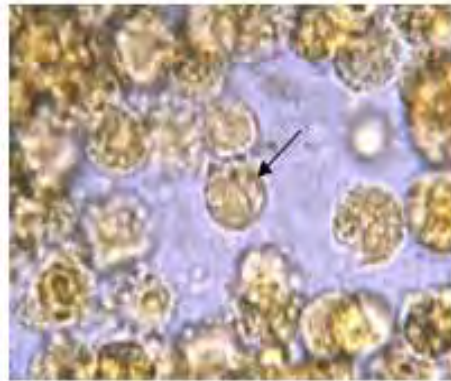


Forme végétative, Gx100.

Figure 22 : *Giardia Intestinalis* [3]



Forme Kystique immature, Gx100.



Forme Kystique immature
à 2 noyaux visibles, Gx40.

Figure 23 : *Entamoeba Histolytica* [3]



Œuf, Gx40.



Œuf, Gx100.

Figure 24 : *Taenia Saginata* [3]

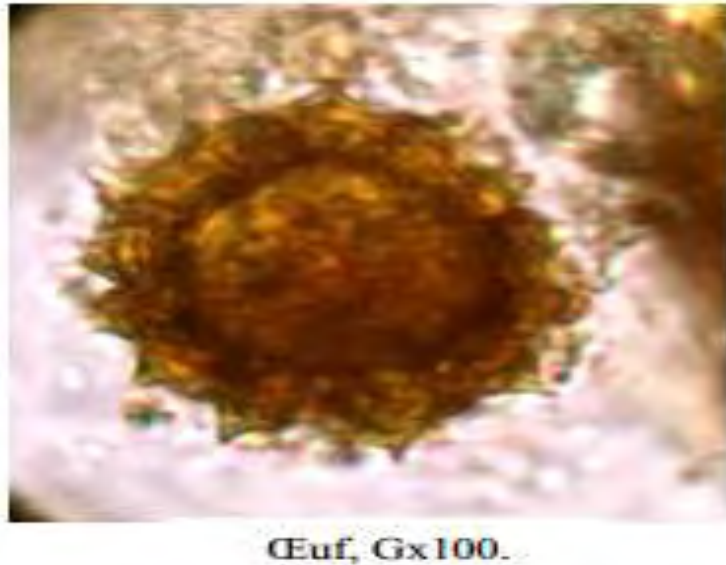


Figure 25 : Œuf d'*Ascaris lumbricoides* [3]

II.4.8. Modalités de parasitisme

La majorité des patients ; 98,92% (4432) étaient infestés par un seul parasite (monoparasitisme) et 1,08 % (48) étaient infestés par au moins deux parasites d'espèces différentes (polyparasitisme).

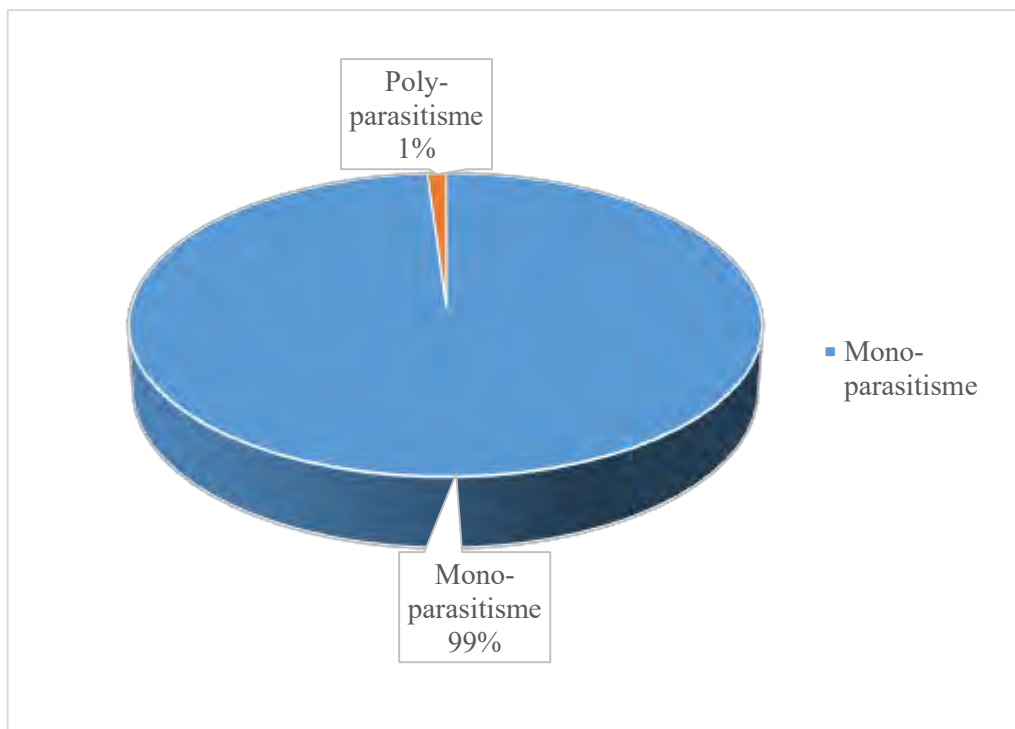


Figure 26 : Proportion du monoparasitisme et polyparasitisme

❖ Indice des associations de parasites

Les associations de parasites les plus fréquentes étaient *Ascaris lumbricoides* et *Trichuris trichiura* 33,82% (16 cas) et *Trichomonas intestinalis* associée à *E. histolytica* avec 12,49 % (6 cas).

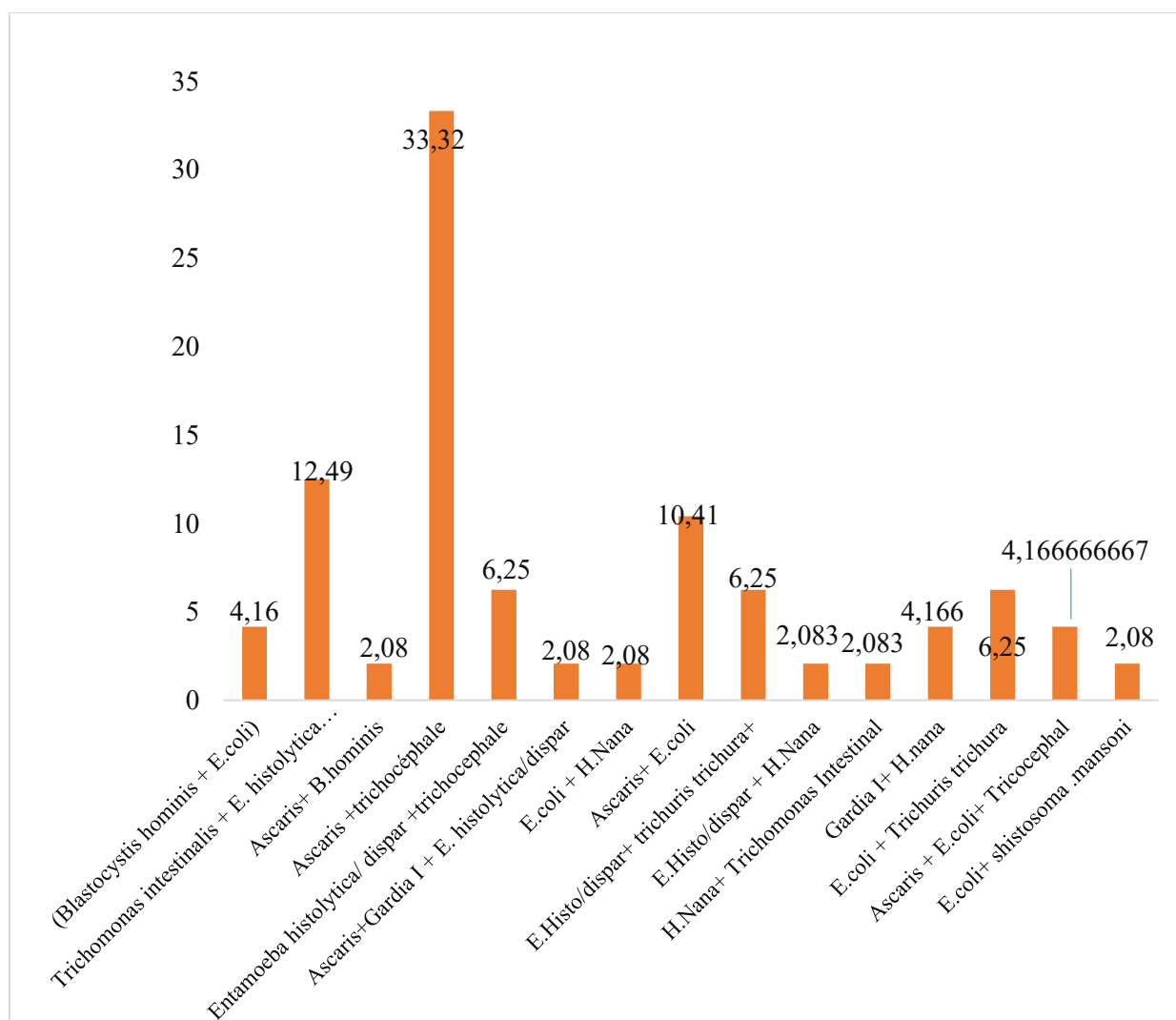


Figure 27 : Indice des Associations de parasites

III. DISCUSSION

Au Sénégal la plupart des études de prévalence sur les parasitoses intestinales ont été faites dans les laboratoires des hôpitaux du secteur public, la contribution du secteur privé dans ces études est quasi inexistante, ce qui pourrait être un biais pour les programmes de lutte qui visent l'élimination de ces infections. Ainsi dans le but de déterminer la prévalence de ces parasitoses intestinales, une étude rétrospective a été réalisée au laboratoire de biologie médicale Bio24 qui est une structure privée ouverte depuis 03/01/1994.

Les résultats ont montré un taux de positivité global des parasitoses intestinales de 21%, les infections parasitaires gastro-intestinales étant des « maladies de la pauvreté », leur prévalence est élevée dans ces pays à faible revenu, comme le Sénégal. Les données étaient recueillies sur une période de dix ans. Néanmoins les résultats montrent une baisse de ce taux par rapport aux autres études réalisées au Sénégal dont celle de la région du bassin du fleuve Sénégal qui avait trouvé une prévalence de 30,6 % [33], de l'étude sur l'incidence des parasitoses intestinales menées chez des travailleurs d'abattoirs de Dakar avec une prévalence de 49,56 %. Les résultats de cette présente étude sont plus proches de l'étude qui a été menée au laboratoire de parasitologie et mycologie du centre hospitalier universitaire Le Dantec de Dakar qui avait trouvé une incidence de 20,3%. Cependant cette incidence est plus élevée que celle retrouvée par une étude réalisée à l'hôpital militaire de Ouakam de Dakar, sur les helminthoses intestinales avec 8,34 %. En comparaison avec d'autres études effectuées dans diverses régions du monde, celle de la région de Sousse en Tunisie s'étalant sur 23 ans a objectivé un taux de positivité de 29,7% des prélèvements reçus au laboratoire [31].

L'identification systématique des parasites intestinaux chez les adultes et enfants montre la présence d'espèces appartenant aux groupes de protozoaires et d'helminthes.

Dans cette étude, il ressort que les protozoaires (96,1%) sont prédominants par rapport aux helminthes (3,9%). Ce résultat peut s'expliquer par le fait que les parasitoses intestinales constituant un problème de santé publique dans les pays en voie de développement, l'OMS a classé les helminthoses parmi les maladies tropicales négligées et de ce fait elles bénéficient d'un programme de lutte visant à réduire voir éradiquer ces infections d'où la baisse du taux d' helminthoses. Nos résultats sont différents de ceux obtenus par l'étude réalisée dans les abattoirs de Dakar qui avaient obtenu une fréquence de 60,02% pour les protozoaires et (39,98 %) d'helminthes [49] ceci pourrait s'expliquer par l'activité professionnelle de la population d'étude. Les résultats obtenus sont aussi différents de ceux du C.H.U. de Guadeloupe [32] avec 72,3 % d'helminthes et 27,7% de protozoaires. Ceci s'expliquerait par le fait que les conditions climatologiques de cette zone géographique sont favorables au développement des cycles biologiques des espèces d'helminthes et de plus l'existence d'auto-infestation contribue à la chronicité de certaines parasitoses. Par contre, les résultats trouvés sont semblables à ceux observés dans la région de Sfax (Tunisie) avec 95,7% pour les protozoaires et 4,3% pour les helminthes [18]. L'analyse des données bibliographiques montre que dans la plupart des pays en développement, les protozoaires intestinaux prédominent [53]. Ces espèces parasites sont transmises sous forme de kyste par l'intermédiaire essentiellement d'aliments crus mal lavés (fruits, légumes) et de l'eau de boisson obtenue le plus souvent à partir des cours d'eau pollués par les excréta humains et consommée sans traitement préalable car la majorité des populations consomment l'eau du robinet [40]. De plus, l'infestation par les trois espèces d'helminthes répertoriées au cours de notre étude (*Enterobius vermicularis*, *Ascaris lumbricoides* et *Taenia saginata*) est la conséquence de transmission orale et d'auto-infestation pour le cas d'*Enterobius vermicularis* [41 ; 42], ce qui confirme que les parasitoses intestinales résultent de l'hygiène défectueuse.

Parmi les protozoaires identifiés, *Blastocystis hominis* était prédominante avec 49,38%, ceci s'explique par le fait qu'il est à ce jour le parasite eucaryote unicellulaire le plus fréquemment retrouvé dans les selles humaines puisque sa prévalence peut atteindre 20% dans les pays développés et dépasse largement 50% dans les pays en voie de développement [53]. Mais son pouvoir pathogène demeure controversé. Parmi les protozoaires pathogènes, *E. histolytica/dispar* et *G. intestinalis* étaient prédominantes. La dysenterie amibienne due à *E. histolytica* est la deuxième cause de mortalité liée aux maladies parasitaires dans le monde, après le paludisme [54]. Il est estimé qu'*E. histolytica* infecte annuellement 40 à 50 millions de personnes dans le monde, causant approximativement 100 000 morts ; il constitue donc une menace sérieuse pour la santé, particulièrement dans les régions tropicales et subtropicales [52]. Nos résultats indiquent que *G. intestinalis* est le principal protozoaire flagellé pathogène impliqué dans les gastroentérites. En effet, la *giardiose* touche approximativement 200 millions de personnes à travers le monde [53]. La prédominance de ce protozoaire s'explique, d'une part, par le fait que l'eau contaminée est une source importante d'infection chez l'homme, soit par consommation directe, soit par son utilisation dans la transformation des aliments. Des études ont montré que ce protozoaire était également retrouvé dans le circuit d'approvisionnement en eau des ménages dans certains pays [54]. D'autre part, les kystes de *G. intestinalis* sont très résistants aux conditions environnementales. Ils sont capables de survivre dans les ruisseaux froids de montagne, le milieu acide de l'estomac, et même dans les eaux d'égout traitées aux rayons ultraviolets [55]

La fréquence des associations parasitaires identifiée dans notre étude est de 1,08 % (48 cas) de polyparasitisme. Ces résultats sont semblables à ceux de l'étude sur la prévalence des helminthoses digestives diagnostiquées à l'hôpital Le Dantec de Dakar au Sénégal qui était de 0,99 % [50]. Par contre le taux de polyparasitisme de cette étude est inférieur à celui retrouvé chez les travailleurs d'abattoirs de

Dakar avec 11,5 % [49], ainsi qu'à celui d'une étude réalisée en Côte d'Ivoire à Toumodi chez les enfants à (2001) qui avait retrouvé une incidence de 16,9%.

Les associations les plus fréquentes dans notre étude étaient *Ascaris* et *Tricocéphale* et *Trichomonas intestinalis* associée à *E. histolytica*. Cela peut s'expliquer par le fait que plusieurs espèces de protozoaires et d'helminthes ont le même mode de transmission. Il faut noter que les co-infections pourraient être un facteur aggravant des gastroentérites. Cependant, la co-infection entre les helminthes eux-mêmes ou avec les protozoaires, et leur impact synergique sur la santé et sur l'état nutritionnel de l'hôte, sont encore mal connus [54].

CONCLUSION

Les parasitoses intestinales constituent un réel problème de santé publique. Elles restent le témoin d'une hygiène défectueuse. Cette étude a été effectuée au laboratoire Bio 24 situé à Dakar au Sénégal. L'objectif principal était d'évaluer la contribution du secteur privé dans le diagnostic des parasitoses intestinales.

La fréquence des parasitoses intestinales retrouvées dans cette étude est de 21%. Parmi les cas positifs, 16,71% représentaient des enfants et 83,29% des adultes. Aucune différence significative n'a été observée pour la prévalence des parasites en fonction du sexe des patients. Le parasitisme est dominé par les protozoaires avec 99% et les helminthes ne représentent que 1%. Les espèces parasites retrouvées forment un large spectre incluant *Blastocystis hominis* 49,38% (espèce la plus fréquente), *Entamoeba coli*, *G.intestinalis*, *Trichomonas intestinalis*, *Trichuris Trichura*, *Entamoeba histolytica*, *Pseudolimax butschlii*, *Enterobius vermicularis*, *Cryptosporidium sp*, *Ascaris lumbricoides* et *Taenia saginata/T. solium*. Ces espèces sont retrouvées seules dans 98,92 % (Monoparasitisme) et en association dans 1,08% des cas (Polyparasitisme). Statistiquement, aucune variation notable des différentes espèces parasites en fonction du sexe de l'hôte n'a été observée. Cette étude met en lumière la contribution du secteur privé dans l'évaluation de l'incidence des parasitoses intestinales. Ceci est important pour mesurer les résultats de la lutte contre le péril fécal et permet d'orienter les programmes de lutte dans la mise en place de mesure de prévention collective et individuelle. Il conviendrait donc d'orienter les efforts vers la collaboration étroite entre les laboratoires du secteur privé et public dans les études sur la prévalence des parasitoses intestinales.

Ce résultat peut être le reflet de l'efficacité des campagnes de déparasitage effectués chez les enfants d'âge scolaire par les programmes de lutte contre les maladies tropicales négligées (MTN) et aussi d'une amélioration des conditions d'hygiène, d'une éducation sanitaire plus importante et d'un niveau socio-

économique progressant, diminuant le risque d'infection par ces parasites. Ce dernier est devenu très faible dans les pays à haut niveau d'hygiène.

Cette lutte en zone d'endémie se fait par une sensibilisation des populations sur le respect des règles d'hygiène alimentaire et fécale, la mise en place d'infrastructures pour l'environnement.

D'après les résultats obtenus les recommandations suivantes sont proposées:

- Renforcer la collaboration entre les laboratoires d'analyse de biologie médicale privé et les laboratoires de recherche
- Utiliser des méthodes de diagnostic performantes en terme de sensibilité pour déceler les faibles infestations.
- Répertorier rigoureusement les paramètres démographiques (profession, nationalité, statut socio-professionnel) permettant une meilleure étude statistique de la population.
- Renseigner les indications pour lesquelles les patients ont effectués l' EPS
- Étendre les études à d'autres laboratoires privés dans le but d'améliorer les politiques de santé publique
- Former en continue le personnel du laboratoire à une meilleure reconnaissance des parasites
- Dépister systématiquement toutes les parasitoses intestinales (helminthoses et protozooses) en milieu scolaire et dans les collectivités (les crèches par exemple) ;
- Traiter des porteurs asymptomatiques ;
- Instaurer le suivi des mesures prophylactiques afin d'éviter la réinfestation et la transmission dans la population.
- Assainir les quartiers et les lieux publics des communes
-

A l'avenir il serait intéressant d'étudier l'incidence de ses parasitoses dans un grand nombre de laboratoires du secteur privé qui reçoivent un grand nombre de

patients provenant de diverses zones du Sénégal. L'implication en pathologie de certaines parasitoses intestinales tels que *Blastocystis hominis* et *E. coli* devrait également être étudiée.

REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUES

1. **A. Aplogan, D. Schneider, JL. Dyck, J. Berger,** "Parasitose digestives chez le jeune enfant en milieu extra Hospitalier Tropical (Sud Togo) ", Ann. Pédiatrie (Paris), vol 37, no.10, pp.677- 681, 1990.
2. **A. Ayadi, A. Mahfoudh, F. Mahjoubi.** "Parasitoses intestinales chez l'enfant : Bilan de 2 ans dans le Centre HospitaloUniversitaire de Sfax", Méd. Afrique Noire, 38(8/9), pp.557-560, 1991.
3. **A. Benouis¹, Z. Bekkouche², and Z. Benmansour.** "Etude épidémiologique des parasitoses intestinales humaines au niveau du C.H.U. d'Oran (Algérie) " International Journal of Innovation and Applied Studies ISSN 2028-9324 Vol. 2 No. 4 Apr. 2013, pp. 613-620
4. **A. Faussart, M. Thellier.** Parasitoses intestinales. EMC (Elsevier Masson SAS) ; maladies infectieuses, 4-1340, 2007.
5. **ANN O'FEL.** Parasitologie-Mycologie. Maladies parasitaires et fongiques. Paris: Edition Cet R 1982: 349.
6. **A Yaacoub, F Saghrouni, J Ben Abdejelil, S Gheith, S Hamrouni, A Fathallah.** Evolution du parasitisme digestif dans la région de Sousse sur une période de 23 ans (1987-2009). Arcbs. Inst. Pasteur Tunis, 2010. Page 78.
7. **B. Edouard, X. Bohand, J. Maslin.** Médicaments des infections à protozoaires (paludisme exclu). EMC-Maladies Infectieuses 1 (2004) 293–301.
8. **Bibliothèque de l'OMS.** Lutte contre les helminthiases chez les enfants d'âge scolaire : guide à l'intention des responsables des programmes de lutte – 2ème édition 2011
9. **Bonnin, F. Dalle, S. Valot, G. Dautin, M. Di Palma.** Infections à cryptosporidieset à Cyclospora. Encyclopédie médico-chirurgicale 8-501-A-10. P4
10. **Bouree P.** Aide-mémoire de parasitologie et de pathologie tropicale. Paris: Flammarion Médecine-Sciences, 1983: 289.
11. **Brumpt L, Brumpt V.** Travaux pratiques de parasitologie. 7è édition. Paris: Masson et Cie Editeurs, 1967: 403.

12. **Boussinesq.** Ivermectine. Med Trop 2005 ; 65 : 69-79.
13. **C. Sarfati, O. Liguory, F. Derouin.** Les microsporidies. Presse médicale 25/01/2001. 30/N°3.
14. **D. Adou-Bryn, M. Kouassi, J. Brou, J. Ouhon, A. Assoumou,** "Prévalence Globale des parasitoses à transmission orale chez les enfants à Toumodi (Cote d'Ivoire)", Médecine Afrique Noire, 48(10), pp. 395-397, 2001.
15. **Dagci H, Kurt O, Demirel M, Ostan I, Azizi NR, Mandiracioglu A, Yurdagül C, Tanyüksel M, Eroglu E, Ak M.** The prevalence of intestinal parasites in the province of Izmir, Turkey. Parasitol Res. 2008 Sep;103(4):839-45. doi: 10.1007/s00436-008-1065-6. Epub 2008 Jul 8
16. **Lawrence R. Ash et al.** «Planches pour le diagnostic des parasites intestinaux» Catalogage à la source : Bibliothèque de l'OMS ; Organisation mondiale de la Santé, 1994
17. **Düzyol D, Kilimcioğlu AA, Ozyurt BC, Ozkan H, Girginkardeşler N.** Incidence of intestinal parasites detected in the Department of Parasitology in Celal Bayar University Hospital between 2006 and 2010. Turkiye Parazitol Derg. 2012;36(3):147-51. doi: 10.5152/tpd.2012.35
18. **E. Bachta, N. Zenaidi, M. Belkaid, O. Tabet derraz, L. Boudhane,** "Bilan des parasitoses intestinales rencontrées dans l'Algérois (années 1984-1988)", Bulletin de la société de pathologie exotique et de ses filiales, vol. 83, no. 4, pp. 510-516, 1990.
19. **El- Hassani Imane** « Profil du portage parasitaire intestinal observé au laboratoire de parasitologie de l'hôpital militaire Moulay Ismail, Meknès » Mémoire biologie médicale session octobre 2014
20. **François D, Marie-Pierre B-P, Hervé P.** Parasitoses digestives : lambliaze, taeniasis, ascaridiose, oxyurose, amibiase, hydatidose ,Avril 2004 (Mise à jour juin 2005)

21. **G. Cinquetti, M.-P. Massoure, P. Rey.** Traitement des parasitoses digestives (amoebose exclue). (2012 Elsevier Masson). Encyclopédie médico-chirurgicale.8-518-A-15.
22. **G. Desoubeaux, J. Chandenier,** "Nématodoses intestinales : aspects épidémio-cliniques et diagnostic", Revue Francophones des laboratoires, vol. 42, no. 440, pp. 39-59, 2012.
23. **Gentilini M, Danis M, Brücker G, Duflo B, Richardlenoble D.** Diagnostic en parasitologie.Paris : Masson, 1983: 153.
24. **Golvan YJ.** Eléments de parasitologie médicale. 2è édition. Paris: Flammarion Médecine-Sciences, 1974: 599.
25. **G. Salem, L.Van De Velden, F. Laloé, B. Maire, A. Ponton, P. Traissac, et al,** "Parasitoses intestinales et environnement dans les villes Sahélo-Soudaniennes : l'exemple de Pikine (Sénégal)", Rev. Epidém. Santé Publ., 42(4), pp. 322-333, 1994
26. **JL Caumes, B Chevalier, F Klotz.** Oxyures et oxyuroses. Encyclopédie médicochirurgicale. 8 515-A-20 – 4-350-A-10.
27. **Jean-Jacques Rousset** « copro-parasitologie pratique » ISBN 2-909455-15-7 ,© 1993 Editions E STEM ,53 rue de Ponthieu, 75008 Paris
28. **JL Caumes, B Chevalier,F Klotz.** Oxyures et oxyuroses. Encyclopédie médicochirurgicale. 8 515-A-20 – 4-350-A-10.
29. **J. Mostafi, D. Belghyti, M. El Kostali, N. Fatimi, S. Oulkheir, Y. Taboz, K. Arouya,** "Prévalence des parasitoses intestinaleschez les enfants adressés pour coprologie parasitaire à l'hôpital Moulay Abdellah de Salé (Maroc)", World Journal of Biological Research , 004 :1, pp. 1-5, 2011
30. **Nidal B.** Dépistage des parasites intestinaux chez les enfants consultant à l'hôpital de jour de pédiatrie au chu Med VI à Marrakech. Thèse soutenu 2015
31. **M Ndao, J Belot, J Zinsstag, K Pfster.** Épidémiologie des helminthoses gastro-intestinales des petit Ruminants dans la zone sylvo-pastorale au Sénégal. Veterinary Research, BioMed Central, 1995, 26 (2), pp.132-139

- 32. M. Nicols, JM. Perez, B. Carme,** "Diagnostic des parasitoses intestinales au CHU de la Guadeloupe : évolution de 1991 à 2003". Bull. Soc. Pathol. Exot., vol. 99, no. 4, pp. 254-247, 2006
- 33. O. Faye, O. N'Dir, O. Gaye, Y. Dieng, T. Dieng, I.B. Bah, et al,** "Les parasitoses intestinales dans le bassin du fleuve Sénégal. Résultats d'enquêtes effectuées en milieu rural", Méd. Afrique Noire, 45(8/9), pp. 491-495, 1998.
- 34. Ouraiba Ikram, Seghir Nadjet,** "Evaluation de la fréquence des parasitoses intestinales chez les enfants scolarisés" Mémoire de fin des études pour l'obtention du Diplôme de docteur en pharmacie, soutenu le 24 Juin 2014
- 35. P. Aubry,** Parasitoses digestives dues à des nématodes, 2008. [Online] Available:
[http : www. medecinetropicale.free.fr/cours/nematode.pdf](http://www.medecinetropicale.free.fr/cours/nematode.pdf) (13/10/2008).
- 36. PM. Loiseau, J. Le Bras.** Nouveaux médicaments en parasitologie. Rev Prat 2007 ; 57 : 175-82
- 37. Pr Z. Bouchene.** Amibes et amibiase. Faculté de Médecine d'Alger. 2009
- 38. PS. Mbaye, B. Wade, F. Klotz.** Ascaris et ascaridiose. Encyclopédie Médico-Chirurgicale ,8-516-A-30,2003. P 2.
- 39. S. Diallo ; O. Gaye.** Les parasitoses intestinales au Sénégal: les helminthiases intestinales. Bulletin trimestriel OMS Sénégal, Février (7) 1996 : 6-8
- 40. S. El Kattani, EM. Azzouzi, A. Maata,** "Prévalence de Giardia intestinalis chez une population rurale utilisant les eaux usées à des fins agricoles à Settat (Maroc)", Médecine et maladies infectieuses, 36, pp.322-328, 2006.
- 41.** Schistosomiase et géohelminthiases: prévention et lutte. OMS, série de rapports techniques. 2004 Corpus médical – faculté de médecine de Grenoble.
- 42. Wery M.** Protozoologie médicale. Bruxelles : Edition De Boeck et Larcier S.A 1995: 273.
- 43. X. Bohand, B. Edouard, J. Maslin.** Médicaments antihelminthiques. EMC (Elsevier Masson SAS, Paris), Maladies infectieuses, 8-006-G-10, 2004.

44. **X. Edouard, X. Bohand, J. Maslin.** Médicaments des infections à protozoaires (paludisme exclu). EMC (Elsevier Masson SAS, Paris) ; Maladies infectieuses, 8-006-G-15,2005.
45. **X Nicolas, B Chevalier, F Simon, F Klotz** Traitement des parasitoses intestinales (amibiase et mycoses exclues). Encyclopédie Médico-Chirurgicale 8-518-A-15.
46. **Y. El Guamri, D. Belghyti, A. Barkia, M. Tiabi, N. Aujjar, A. Achicha, et al.** "Bilan de dix ans sur les parasitoses intestinales au Centre Hospitalier de Kénitra (Maroc) 1996-2005", Science Lib. Editions Mersenne, vol 3, no.110601, pp. 1-11, 2011.
47. **Madame Hassanatou Toure.** Intérêt des Examens Parasitologiques des Selles en Pratique Médicale Courante dans la Zone Suburbaine de Dakar. Thèse pour obtenir le grade de Docteur en Médecine (Diplôme d'état).
48. **Y. Alexander Pfaff** institut de parasitologie et pathologie tropicale pfaff
49. **M. Ndiaye, A. Badiane, MC Seck , K. Diongue et al**« Incidence des parasitoses intestinales chez des travailleurs d'abattoirs de Dakar, Sénégal » Aout/septembre 2015
50. **Ndiaye D., Ndiaye M., Gueye P.A.L., Badiane A. et al.** Prévalence des « helminthoses digestives diagnostiquées à l'hôpital Le Dantec de Dakar, Sénégal »
51. **M.C. Seck, B. Faye, M. Mbow, M. Ndiaye, A. Sow, C. Cisse, M.M Niang, g. L3, A. S. Badiane et al.** « Prévalence des helminthoses intestinales chez les patients adressés pour coprologie parasitaire à l'hôpital militaire de Ouakam, Dakar »
52. **Harhay MO, Horton J, Olliaro PL.** Epidemiology and control of human gastrointestinal parasites in children. Expert Rev Anti Infect Ther 2010 ; 8 :219-34.

- 53. Ouattara M, N'Guessan NA, Yapi A, N'Goran EK.** Prevalence and spatial distribution of *Entamoeba histolytica/dispar* and *Giardia lamblia* among schoolchildren in Agboville area (Cote d'Ivoire). PLoS Negl Trop Dis 2010 ; 4 : e574.
- 54. Tuncay S, Delibas S, Inceboz T, et al.** An outbreak of gastroenteritis associated with intestinal parasites. *Turkiye Parazitol Derg* 2008 ; 32 : 249-52.
- 55. Harhay MO, Horton J, Olliaro PL.** Epidemiology and control of human gastrointestinal parasites in children. *Expert Rev Anti Infect Ther* 2010 ; 8 : 219-34.