

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE DE SAAD DAHLEB BLIDA 1

LABORATOIRE DE BIOTECHNOLOGIE, ENNVIRONNEMENT ET SANTE



Faculté des sciences de la nature et de la vie

Département De Biologie des Populations et des Organismes

Mémoire de fin d'étude présenté en vue de l'obtention du diplôme de MASTER

Filière : Sciences biologiques

Option : Parasitologie

THEME

**Recherche des parasites intestinaux
chez les sujets hospitalisés au service d'hépatologie
du CHU Mustapha d'Alger.**

Présenté par :

Soutenu le 03 / 07 / 2018

M^{elle} AKSSAS Chahinez

M^{me} ZERROUK Amina

Devant le Jury composé de :

M^{me} BOULKOUR. S

MCB/USDB1

Présidente

M^{me} CHEHBOUB. S.M

M.A.A/CHU-MUSTAPHA

Promotrice

M^{me} MAKHLOUF. C

M.A.A/USDB1

Co-promotrice

M^{me} ZERKAOUI. A

M.A.A/USDB1

Examinatrice

Promotion : 2017 / 2018

Remerciements

Louange à Allah, Dieu le tout Puissant de nous avoir permis de réaliser dans de bonnes conditions ce modeste travail.

On exprime avec plaisir nos reconnaissances et nos remerciement à tous ceux qui ont cru en nous et qui nous ont fait découvrir un monde mystérieux, celui la science et de la Biologie, a tous les professeurs qui nous ont enseignée et qui par leurs compétences nous ont soutenus dans la poursuite de nos études.

*Nous tenons à exprimer notre profonde gratitude et nos sincères remerciements au professeur **B.Hamrioui** chef de service du laboratoire de parasitologie et mycologie CHU-Mustapha d'Alger, pour nous avoir si gentiment accueillies au sein de son service et mis à notre disposition tout les conditions nécessaires pour la réalisation de ce sujet.*

*Nous adressons également nos remerciements au Docteur **I.Achir**, assistant en chef au laboratoire de parasitologie et mycologie de CHU-Mustapha, Nousavons pu apprécier l'étendue de vos connaissances et vos grandes qualités humaines et vos conseils très précieux, vos efforts pour guider notre recherche.*

*Nos remerciement tous les membres de l'unité de coprologie parasitaire du service Parasitologie et Mycologie du CHU-Mustapha d'Alger, madame **N.Boudis**, **S.Benmici**, **S.Torai** et surtout madame **H.Sahraoui** pour leur accueil et les précieux conseils qu'ils nous ont prodigués, ainsi que pour leur aide.*

*Nous adressons également nos remerciements au Professeur **N.Debzi** chef de service de l'hépatologie CHU-Mustapha d'Alger ainsi qu'aux membres du service d'hépatologie.*

*Nos vifs remerciements à notre promotrice **Dr.Chehboub.S.M**, Maitre assistante au laboratoire de parasitologie et mycologie CHU-Mustapha, qui n'a ménagé aucun effort pour la réussite de notre travail, ainsi que pour sa patience, et ses conseils prodigués.*

*Nous devons une reconnaissance particulièrement au **Mm.Makhlouf .C** Maitreassistante à la faculté de Biologie, notre Co-encadrant de mémoire de fin d'étude.*

Nous tenons à lui exprimer nos remerciements les plus sincères pour ses encouragements, pour sa disponibilité

Nos vifs remerciements s'adressent à :

*Madame **Boulkour**.Squi nous a fait l'honneur de présider le jury.
Madame **Zerkaoui.A** d'avoir accepté d'examiner notre travail.*

DEDICACES

Je dédie ce modeste travail

A mes très chers parents

*C'est avec joie et fierté que je dédie ce travail, à deux personnes :
Pour leur amour, leur affection, et la meilleure éducation qu'ils m'ont donné ; pour leur
encouragement et leur aide qui m'a permis d'aboutir à ce que je suis maintenant.
Ces personnes sont : mon très cher papa et ma très chère maman, à qui je souhaite une très
bonne santé et une longue vie.*

*A mes chères sœurs : Sabrina et Lilya, Amira et Maria.
Et à mon beau frère Salim.*

A mes nièces : Hanadi, Mounir, Darine.

A mon Fiancé Lotfi et toute sa famille.

*A toute la famille **AKSSAS** et **DJELILI***

Et tous mes amies sans exception.

A ma chère Binôme Amina.

Chahinex

DEDICACES

Je dédie ce modeste travail

A mes très chers parents

*C'est avec joie et fierté que je dédie ce travail, à deux personnes :
Pour leur amour, leur affection, et la meilleure éducation qu'ils m'ont donné ; pour leur
encouragement et leur aide qui m'a permis d'aboutir à ce que je suis maintenant.
Ces personnes sont : mon très cher papa et ma très chère maman, à qui je souhaite une très
bonne santé et une longue vie.*

A mon cher frère Hamza et le petit Mohammed.

A ma chère sœur Chaima.

A ma belle sœur Imen.

*A mon cher époux « Abd Errezak » qui a toujours été présent et qui m'a tellement aidé dans
la réalisation de ce travail et à toute sa famille.*

A mes grand- mères maternelles et paternelles.

A mes oncles et mon cousin Billel.

A toutes mes amies sans exception.

A toute la famille Zerrouk.

A mon binôme Chahinez.

Amina...

Liste des abréviations

A.N.A.E.S : Agence Nationale d'Accréditation et d'Evolution en santé.

ANOFEL : Association Française des Enseignants de Parasitologie et Mycologie.

CDC : Centre of disease Control.

ELISA : Enzym Linked Immunosorbent Assay.

EPS : Examen parasitologique des selles.

I.N.S.P : Insitut National de Santé Public.

IC : Intervalle de confiance.

OMS : Organisation Mondiale de la Santé.

P : Probabilité.

Tr /min : Tours par minute.

Liste des figures

Figure 1 : Morphologie des amibes	4
Figure 2 : Morphologie des flagellés	6
Figure 3 : Morphologie de <i>Balantidium coli</i> (Ciliée)	7
Figure 4 : Morphologie des principaux sporozoaires.....	9
Figure 5 : Morphologie de <i>Blastocystis sp</i>	10
Figure 6 : Les principales espèces des Trématodes.....	14
Figure 7 : Les principales espèces de Cestodes.....	16
Figure 8 : les principales espèces de nématode.....	19
Figure 9 : Origine géographique de la population étudiée.....	24
Figure 10 : Boîte de copro-parasitologie.....	25
Figure 11 : les étapes de l'examen direct des selles.....	27
Figure 12 : Aspect du tube après centrifugation.....	28
Figure 13 : Les différentes étapes de la technique de Willis.....	29
Figure 14 : Les différentes étapes de la technique de Kato.....	29
Figure 15 : Les différentes étapes de la coloration de Trichrome de wheatley	30
Figure 16 : Les différentes étapes de la coloration de Ziehl-Neelsen.....	31
Figure 17 : Les différentes étapes de la coloration de Gomori modifiée Weber.....	32
Figure 18 : Les différentes étapes de technique de Kastle-Meyer.....	33
Figure 19 : Les différentes étapes de la technique ELISA.....	38
Figure 20 : Fréquence de parasitisme en fonction de l'âge des patients	35
Figure 21 : Les différentes espèces des protozoaires retrouvés dans l'EPS.....	41
Figure 22 : Différentes types d'associations parasitaires bi-parasitisme.....	43
Figure 23 : Type d'associations parasitaires tri-parasitisme	44
Figure 24 : Répartition des parasites selon le sexe des patients.....	44

Liste des tableaux

Tableau 1 : Classification des Helminthes.....	10
Tableau 2 : Caractéristique de certaine espèce des trématodes	11
Tableau 3 : Caractéristique des cestodes.....	13
Tableau 4 : Répartition des patients selon le motif d'hospitalisation.....	21
Tableau 5: Prévalence du parasitisme intestinal au service d'hépatologie..... du CHU-Mustapha d'Alger.	34
Tableau 6 : Résultats des examens copro-parasitologiques en fonction du sexe.....	35
Tableau 7 : Selles positives en fonction de l'âge des patients.....	35
Tableau 8 : Répartition des sujets parasités selon le motif d'hospitalisation.....	36
Tableau 9 : la Répartition des parasites selon la taxonomie et le stade parasitaire diagnostiqué.....	37
Tableau 10 : Espèces parasitaires selon leur pathogénicité	39
Tableau 11: Répartition des parasites selon la tranche d'âge des patients.....	40
Tableau 12 : Symptomatologie associés aux espèces parasitaires.....	42
Tableau 13 : La présence du sang dans les selles selon le motif d'hospitalisation.....	42

Glossaire

Angiocholite : Inflammation des canaux biliaires du foie.

Cavernome portal : Est une conséquence d'une occlusion chronique, du système porte extra-hépatique formé d'un réseau des veines dont le calibre est augmenté et au sein des quelles chemine un sang portal hépatopéte.

Cirrhose : C'est une affection irréversible et diffuse du foie caractérisée par une fibrose cicatricielle évolutive ou non qui désorganise l'architecture lobulaire normale et la formation de nodules.

Hépatite aigue : est une inflammation du foie entraînant une destruction plus ou moins importante des hépatocytes, les principales cellules de foie.

Pancréatite : Inflammation du pancréas.

Polykystose : Est une maladie génétique héréditaire touchant principalement les reins, le foie et le pancréas.

Sténose biliaire : est un rétrécissement pathologique du calibre d'un organe de la digestion.

Résumé

La prévalence des parasitoses intestinales est particulièrement élevée dans certaines populations du fait des conditions climatiques et surtout hygiéniques précaires.

L'objectif : Notre but est d'identifier les parasites intestinaux les plus fréquentes chez les malades hospitalisés au niveau de service d'hépatologie CHU-Mustapha et d'évaluer leur fréquence afin de pouvoir mettre en place des mesures prophylactiques efficaces.

Patients et méthodes : L'étude s'est déroulée du 14 février au 07 mai 2018 au niveau de laboratoire de Parasitologie-Mycologie de CHU-Mustapha d'Alger et elle a concerné 60 sujets, âgés de 19 à 75 ans. Chaque patient est bénéficié d'une analyse parasitologique complète des selles comprenant un examen macroscopique puis microscopique après concentration par technique de Ritchie simplifiée et technique de Kato. Une analyse immuno-enzymatique de copro-antigène d'*Entamoeba histolytica* a été réalisée sur les prélèvements, ainsi que une technique de Kastle-Meyer pour la recherche de sang.

Résultats : La prévalence des parasitoses intestinales est de 31,67%, IC⁹⁵ [18,85%-43,21%), Le parasitisme intestinal ne diffère pas entre les deux sexes, toutes les tranches d'âge sont également touchées. La cirrhose est majoritaire mais leur taux d'infestation est quasi similaire à celui de la population globale 35%. La totalité des parasites retrouvés appartiennent aux protozoaires, avec absence total d'hilminthes. Les parasites intestinaux recensés sont : *Blastocystis sp* (30%), *Dientamoeba fragilis* (6,66%), *Entamoeba hartmanni* (3,33%), *Endolimax nanus* (3,33%), *Entamoeba coli* (1,66%) et *Giardia intestinalis* 51,66%).

Conclusion : Les parasitoses intestinales humaines demeurent un problème de santé non négligeable, tous patients du service d'hépatologie peuvent être touchés. Le parasitisme intestinal chez les sujets hospitalisés dans le service d'hépatologie du CHU-Mustapha d'Alger durant notre étude ne diffère guère d'un point de vue épidémiologique de ce qui est habituellement observé en pratique courante au niveau du laboratoire de parasitologie-mycologie, tous sujets confondus. Ainsi les mêmes mesures préventives d'hygiène individuelle et collective sont à recommander.

Mot clés : Examen parasitologique des selles, Hépatologie, Parasites intestinaux, Protozoaires.

Abstract

The prevalence of intestinal parasitosis is particularly high in some populations because of climatic conditions and above all hygienic precarious.

The objective: Our purpose is to identify the most frequent intestinal parasites in hospitalized patients at the CHU-Mustapha hepatology service level and to evaluate their frequency in order to be able to put in place effective prophylactic measures.

Patients and Methods: The study was conducted from 14 February to 07 May 2018 at the laboratory level of Parasitology-Mycolology at CHU-Mustapha in Algiers and involved 60 subjects, aged between 19 and 75 years. Each patient receives a complete parasitological analysis of the stool including a macroscopic and microscopic examination after concentration by simplified Ritchie technique and Kato technique. Enzyme immunoassay of *Entamoeba histolytica* coproantigen was performed on the samples, as well as a Kastle-Meyer technique for the search for blood.

Results: The prevalence of intestinal parasitosis is 31.67%, IC^{95%} [18.85% -43.21%], gastrointestinal parasitism does not differ between the two sexes, and all age groups are also affected. Cirrhosis is the majority but their infestation rate is almost similar to that of the global population 35%. All the parasites found belong to the protozoa, with total absence of helminthes. The intestinal parasites that are identified by: *Blastocystis sp* (30%), *Dientamoeba fragilis* (6.66%), *Entamoeba hartmanni* (3.33%), *Endolimax nanus* (3.3%), *Entamoeba coli* (1.66%) and *Giardia intestinalis* (51.66%).

Conclusion: Human intestinal parasitosis remains a significant health problem, all patients in the hepatological department can be affected. Gastrointestinal parasitism in patients hospitalized in the hepatology department of the CHU-Mustapha in Algiers during our study hardly differs from an epidemiological point of view of what is usually observed in current practice in the laboratory of parasitology-mycology, all subjects combined. Thus the same preventive measures of individual and collective hygiene are to be recommended.

Keywords: Parasitological examination of stool, Hepatology, Intestinal parasites, Protozoa

ملخص

انتشار الطفيلية المعوية مرتفع خاصة في قطاعات فئات معينة من السكان بسبب الظروف المناخية ولا سيما الصحية المحفوفة بالمخاطر.

الهدف: هدفنا هو تحديد الطفيليات المعوية الأكثر شيوعاً بين مرضى الكبد علي مستوى المستشفى الجامعي مصطفى باشا الجزائر وتقييم ما تحصلنا عليه من أجل اتخاذ تدابير وقائية فعالة.

المرضى والطرق: امتدت هذه الدراسة في الفترة الممتدة ما بين 14 فيفري إلى غاية 7 ماي 2018 على مستوى المستشفى الجامعي مصطفى باشا الجزائر وقد شملت 60 شخصا , تتراوح أعمارهم ما بين 19 إلى 75 سنة. و قد خضع كل مريض لفحص كامل للفضلات بما في ذلك الفحص العيني و المجهرى وكذا تقنية التركيز.

النتائج: نسبة انتشار الطفيليات المعوية هو 31.67%، الطفيليات المعوية لا تختلف بين الجنسين، وجميع الفئات العمرية تتأثر أيضاً، تليف الكبد هو الأغلبية، ولكن معدل الإصابة مماثل تقريبا للمرضى عموماً 35%. الطفيليات المعوية التي تم تحديدها هي (*Blastocystis sp* (30%), *Dientamoeba fragilis* (6, 66%)

Entamoeba hartmanni (3 33%)

Endolimax nanus (3,33%) , *Entamoeba coli* (1,66%) , *Giardia intestinalis* (1,66%)

الخلاصة : الطفيلية المعوية البشرية لا تزال تمثل مشكل صحي كبير, يمكن لجميع مرضى مصلحة أمراض الكبد أن يتأثروا بالطفيليات المعوية . أثناء دراستنا للطفيليات المعوية على مستوى مرضى مصلحة الكبد في المستشفى الجامعي مصطفى باشا تختلف قليلاً من وجهة نظر علم الأوبئة لما يلاحظ عموماً في الممارسة على مستوى مختبر لعلم الطفيليات و الفطريات، جميع المواضيع جنباً إلى جنب. ومن ثم يوصي بنفس التدابير الوقائية و النظافة الفردية والجماعية.

كلمات البحث : فحص الطفيليات في البراز، أمراض الكبد، الطفيليات المعوية.

Table de matières

Introduction.....	1
Chapitre I : Etude Bibliographique	
1. Les principaux parasites intestinaux humains.....	2
1.1. Les protozoaires.....	2
1.1 .1.Classification.....	2
1.1.2. Morphologie.....	2
-Rhizopodes.....	2
-Flagellés.....	4
-Ciliés.....	7
-Sporozoaires.....	7
-Blastocystis sp.....	10
1.2. Les helminthes.....	11
1.2.1. Classification.....	11
1.2.2. Morphologie.....	12
-Plathelminthes.....	12
-Némathelminthes.....	17
1.3. Diagnostic.....	21
1.4. Traitement.....	22
1.5. Prophylaxie.....	22
Chapitre II: Matériel et méthodes	
1. Lieu et période d'étude.....	23
2. Population étudiée.....	23
3. Le service d'hépatologie de CHU Mustapha d'Alger.....	23
4. Echantillonnage	25
5. Matériel utilisé.....	26
6. Méthodes utilisées	26
7. Analyse statistique des données.....	36

Table de matières

Chapitre III : Résultats et discussion

1. Taux de positivité globale du parasitisme.....	37
2. Selles positives en fonction du sexe des patients	37
3. Selles positives en fonction de l'âge des patients.....	38
4. Répartition des patients parasités selon le motif d'hospitalisation	38
5. Espèces parasitaires retrouvées.....	39
6- Répartition des espèces selon leur pathogénicité	42
7. Répartition des parasites selon le sexe des patients	42
8. Nombre des parasites par selles.....	43
9. Répartition des parasites selon la tranche d'âge des patients	43
10. Types d'associations parasitaires observées.....	44
11. Symptomatologie associée aux espèces parasitaires.....	45
12. La présence du sang dans les selles selon le motif d'hospitalisation	45
13. Recherche des parasites opportunistes.....	46
14. Résultat de la Recherche de copro-antigènes <i>d'Entamoeba histolytica</i> par.....	46
« ELISA »	
Discussion globale.....	47
Conclusion	51
Références bibliographiques	53
Annexes.	

Introduction

Les parasitoses intestinales constituent un réel problème de santé publique. Elles présentent une prévalence élevée dans de nombreuses régions. L'amibiase, l'ascaridiase, l'ankylostomiase et la trichocéphalose comptent parmi les dix infections les plus répandues dans le monde.

On estime qu'environ 3,5 milliards de personnes sont infectées par des parasites intestinaux dans le monde, et que le nombre de malade chaque année est de 450 millions, la majorité étant des enfants (WHO, 2001). En plus, l'amibiase intestinale due au protozoaire *Entamoeba histolytica* est la troisième cause de mortalité par maladies parasitaires dans le monde après le paludisme et la bilharziose (L'her P, 2005). Elle affecte approximativement 180 millions personnes, dont 40000 à 110000 décèdent chaque année (WHO, 1997). Egalement, la giardiase, provoquée par *Giardia intestinalis*, est une cause fréquente de diarrhée (Faye O, et al, 1997 et Yadollahie M, et al, 2002) et elle touche presque 200 millions de personnes dans le monde (Mineno T, 2003). Ces maladies parasitaires sont rencontrées dans la majorité des régions d'Afrique (Kostoingue B, 2002).

En Algérie ces infections affectent la santé et le développement des enfants et ralentissent leur croissance causées par l'absence des règles élémentaires d'hygiène) de plus la vie en communauté et la promiscuité favorisent la propagation de ces parasitoses (Djenaoui, M, 1993).

La coprologie parasitaire permet la mise en évidence des parasites qui vivent dans le tube digestif de l'Homme. Pour cela notre démarche consiste à la recherche des parasites intestinaux avec l'examen parasitologique des selles, et cela dans le but d'évaluer leur fréquence chez des malades hospitalisés dans le service d'hépatologie, afin de préconiser des mesures prophylactiques efficaces.

Ce travail est exposé en trois chapitres : Le premier consacré aux rappels bibliographiques ou seront évoqués des généralités sur les parasitoses intestinales, ainsi que des données épidémiologiques, Le deuxième chapitre se rapporte à la partie matériel et méthodes au niveau de laquelle toutes les techniques biologiques utilisées au laboratoire de Parasitologie et Mycologie sont détaillées, et le troisième chapitre est réservé aux résultats et discussion, et en dernier lieu une conclusion globale est présentée en mettant l'accent sur quelques perspectives.

Introduction

1. Les principaux parasites intestinaux humains :

Il existe deux groupes zoologiques différents des parasites qui colonisent le tube digestif : les protozoaires et les métazoaires, ces derniers pouvant causer différentes pathologies dans l'organisme.

1.1. Les protozoaires :

Les protozoaires sont des êtres vivants microscopiques unicellulaires, eucaryotes et hétérotrophes (sans chloroplastes) souvent mobiles, appartenant au règne des protistes. Ce sont des parasites des muqueuses, surtout intestinales qui se divisent en quatre classes selon leur appareil de locomotion (Rhizopodes, Flagellés, Ciliés, Sporozoaires). Les protozoaires sont subdivisés en quatre embranchements auxquels appartiennent les espèces parasites du tube digestif.

La présence d'un ou de plusieurs espèces des protozoaires dans le tube digestif de l'homme est responsable de plusieurs protozooses intestinales. (Raget et al, 2000, Moulinier, 2003).

1.1.1. Classification :

Ils existent quatre classes de protozoaires dont trois classes sont situées en fonction de leur mode de déplacement, on distingue : les pseudopodes qui se déplacent par des Rhizopodes, les Mastigophora qui sont des Flagellés et les Ciliés qui se déplacent à l'aide des cils. La quatrième classe représente des protozoaires immobiles : les sporozoaires.

NB : *Blastocystis sp* qui était classé parmi les champignons inférieurs actuellement est classé comme étant un protozoaire.

1.1.2. Morphologie :

Du point de vue morphologique, les protozoaires présentent des tailles et des formes très diverses. Leur organisation cellulaire est typiquement eucaryote. Ils se présentent sous forme asexuée ou sexuée, mobile ou enkysté, intra ou extracellulaire. (Philippe, 2008) et (Nechadi et al., 1999).

A.Rhizopodes : Ce sont des êtres qui se caractérisent principalement par la présence de pseudopodes lors de leur déplacement.

A.1. Les amibes

Les amibes se caractérisent par la formation de pseudopodes pour leur déplacement. Trois genres sont parasites du tube digestif humain : *Endolimax*, *Pseudolimax*, et *Entamoeba* (Durand., 2005). En effet, *Entamoeba histolytica* est la seule amibe intestinale dont la pathogénicité chez l'Homme est certaine (Stanleyl., 2003). L'infestation s'effectue principalement par ingestion des kystes contenus dans l'eau ou d'aliments souillés, ou directement par les mains sales (Bourrée., 2013). Dans certains cas, l'amibe peut développer des facteurs de virulence provoquant des ulcérations de la paroi colique, c'est l'amibiase intestinale. Lorsque l'infection est importante, l'amibe peut former des abcès dans le foie, les poumons, le cerveau, c'est l'amibiase viscérale (Nicolas., 2011).

A.1.1. Les amibes pathogènes

Entamoeba histolytica

Décrite par Schaudinn en 1903, elle vit dans la muqueuse du colon où elle provoque une nécrose locale et des ulcères, *Entamoeba histolytica* est la seule amibe pathogène pour l'Homme, responsable de la dysenterie amibienne (amibiase), (Wery, 1995, Moulinier, 2003, Ripert, 2003, John spicer, 2003). Elle existe sous deux formes, une forme végétative et kystique. (Voir figure 1).

A.1.2. Les amibes non pathogènes

-*Entamoeba dispar*.

-*Entamoeba moshkovskii*.

-*Entamoeba hartmanni*.

-*Entamoeba coli*.

-*Entamoeba polecki*.



Figure 1 : morphologie des amibes (CDC).

(A1 : forme végétative, A2 : forme kystique).

B. Flagellés (Mastigophora)

Ce sont des parasites munis d'un ou plusieurs flagelles.

Deux groupes distincts parasitent l'Homme :

- Les mono flagellés ; possédant un seul flagelle et un kinétoplaste.
- Les poly flagellés ; 2 à 8 flagelles sans kinétoplaste (Raget et al, 2000, Moulinier, 2003).

Les genres pathogènes des flagellés intestinaux

B.1. *Giardia intestinalis*

Giardia ou *lamblia* est un parasite cosmopolite, rencontré plus souvent dans les pays chauds que dans les pays froids, et plus fréquent chez l'enfant que chez l'adulte (Ripert, 1996).

Décrit par Lambl en 1859 (Gobert et al., 2006), ce parasite est un protozoaire pathogène unicellulaire qui colonise l'intestin grêle de l'Homme (Pelloux., 2011). Le parasite se présente sous deux formes : la forme végétative (voir figure 2 B1), ou trophozoïte, qui est responsable de la giardiose humaine intestinale (Aubry., 2013), elle est la plus fréquente chez les enfants (Durand., 2005), et la forme kystique (voir figure 2 B2) (Anofel. , 2014), responsable de la survie dans le milieu extérieur et la contamination, sa transmission est fait par le peril-fécale, par l'eau et les aliments souillés, et par fois sexuelle (Magne et al, 1996, John spicer, 2003), Son développement est endocavitaire (Debievre et al, 2002).

B.2. *Dientamoeba fragilis*

Décrit en 1918 par Jepps et Dobell, ce parasite est classé grâce au techniques moléculaires avec les flagellés intestinaux (Wery, et Paskoff., 1996), il est cosmopolite, largement répandu dans les pays développés et en voie de développement.

La forme kystique est absente de ce parasite (Barrat et al. 2011), et le trophozoite se présente comme un élément arrondi (voir figure 2 C1), il est qualifié comme non pathogène (Lagace et al. 2006), mais des études récentes ont démontrés qu'il provoque une diarrhée modérée (Gharanchaei, et al. 2012). Sa transmission se fait par le péril-fécale, par ingestion des aliments souillés (Saghrouni., 2010), et il peut être transmis selon Dobell par des œufs de nématodes comme *Enterobuis vermicularis* (Burrows et Swerdlow., 1956).

Autres flagellés

B.3. *Chilomastix mesnili*

Décrit en 1910 par Wenyon, C'est un parasite cosmopolite, vivant dans le gros intestin (caecum de l'homme et du porc) (Petithory., 1998) où il se multiplie par division binaire longitudinale. Retrouvé beaucoup plus dans les selles des enfants (Benzalim., 2005). Il se présente sous deux formes, le trophozoite (voir figure. 2 D1), et le kyste (voir figure. 2 D2). Le trophozoite comporte 3 flagelles antérieurs, il est très mobile, mesurant de 8 à 12 μm avec aspect torsadé et un sillon de torsion (Moulinier, 2003).

L'Homme se contamine essentiellement par l'ingestion des kystes à partir de l'eau de boisson, moins souvent par les aliments souillés, et par contact féco-oral direct.

B.4. *Trichomonas intestinalis*

Découvert par Davaine (Crucitti et al. 2004), appelé aussi *Trichomonas hominis*, C'est un parasite cosmopolite, vivant dans la lumière de l'intestin de l'homme, du singe, du chien, et des rongeurs sous la forme végétative (voir figure 2 E), sans donner de kyste (Nosais et al, 1996).

Le trophozoite est ovalaire (8 à 15 / 4 à 6 μm), il possède un noyau antérieur, deux blépharoplastes situés à l'avant d'où partent quatre flagelles antérieurs et un flagelle postérieur (Wery, 1995, Mellah et Benaniba, 2003).

Il est transmis par souillure des boissons ou aliments. La transmission inter humaine est aussi fréquente (Rohingam., 2008).

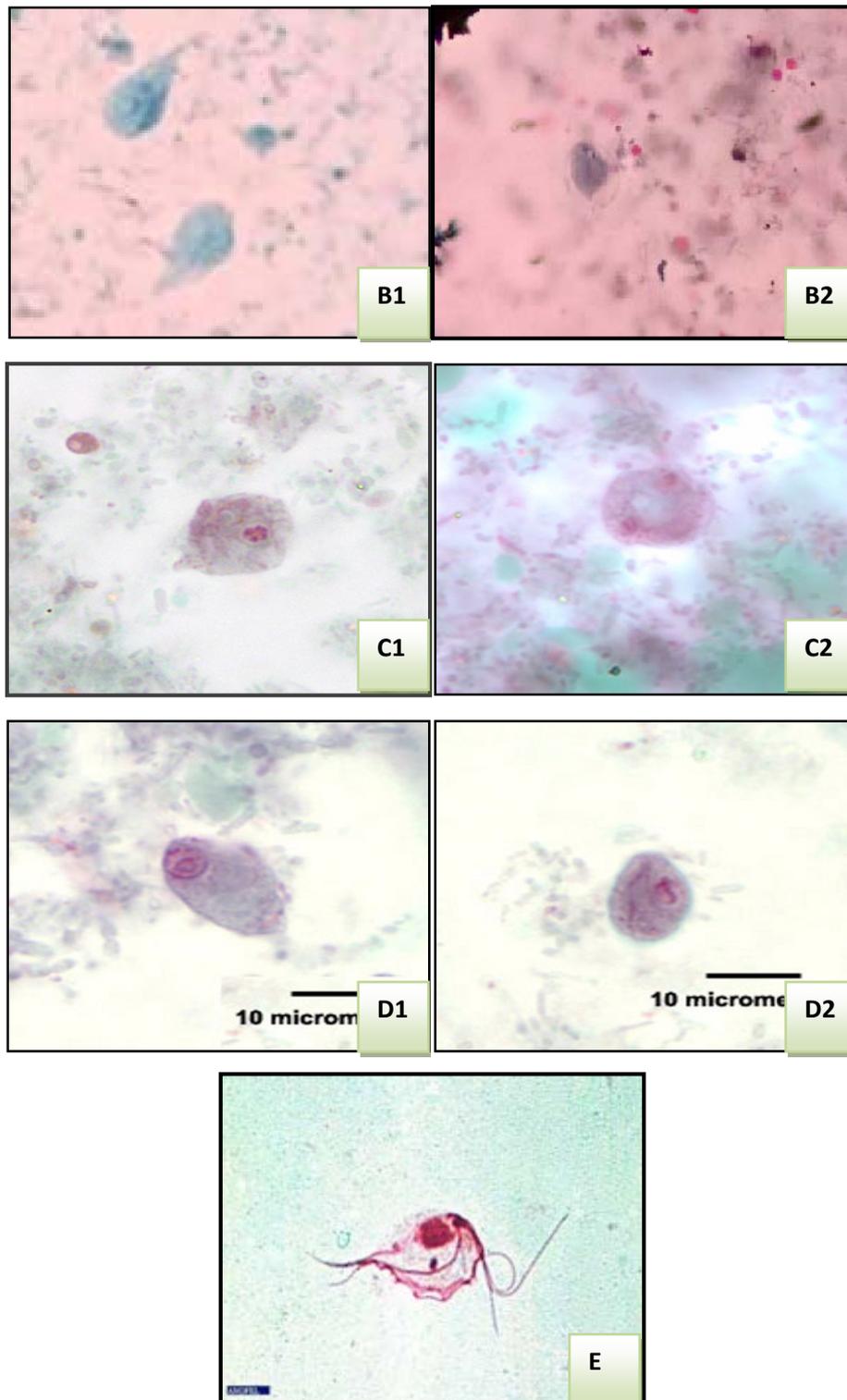


Figure 2 : morphologie des flagellés

B : *Giardia intestinalis* (Achir., 2018)., B1 : trophozoite ; B2 : kyste. C : *Dientamoeba fragilis*, C1 : trophozoite uninucléé ; C2 : trophozoite binucléé. (Achir., 2018)., D : *Chilomastix mesnili* (CDC), D1 : trophozoite ; D2 : kyste. E : forme végétatif de *trichomonas intestinalis*(Anofel., 2014)

C. Les ciliés

Ce sont des protozoaires de structure complexe, caractérisés par la présence de nombreux cils vibratiles au niveau de la surface cellulaire et la présence de deux noyaux.

L'espèce la plus pathogène pour l'Homme d'une manière accidentelle c'est *Balantidium coli*.

C.1. *Balantidium coli*

Découverte en 1857 par Malmsten (Rousset., 1993), C'est un parasite de colon et du coecum, qui se présente sous deux formes (végétative, kystique) (Fall., 2006).

L'infestation est due à l'ingestion des kystes avec l'eau ou les légumes souillés, en raison d'une mauvaise hygiène alimentaire (Bourée., 2011).

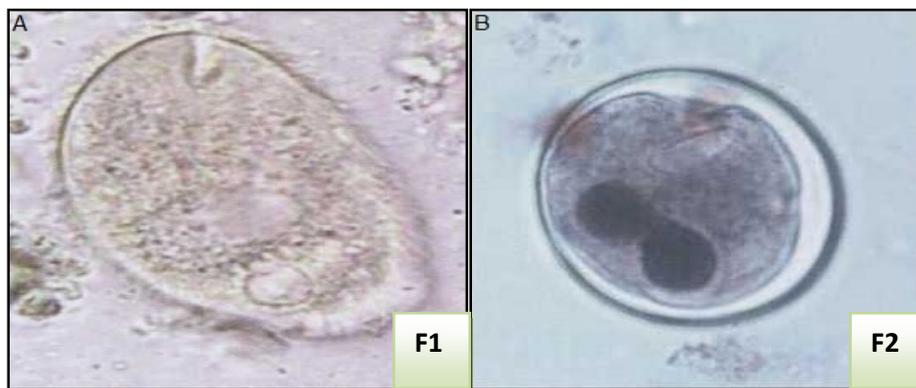


Figure 3 : morphologie de *Balantidium coli* (Guillaume., 2007).

(F1 : trophozoite ; F2 : kyste).

D. Sporozoaires

Constituant le phylum des sporozoa ou apicomplexa, ces parasites sont regroupés chez l'homme dans la sous-classe des coccidia (coccidies) avec développement essentiellement et obligatoirement intracellulaire (Raget et al, 2000, Debievre et al, 2002, Moulinier, 2003).

Ce groupe des protozoaires comportant seulement des espèces endoparasites cellulaires, qui sont caractérisés par l'absence d'organites locomoteurs donc ils se déplacent grâce à la contraction leur membrane plasmique.

Les espèces les plus fréquemment retrouvées au sein des coccidioses humaines sont *Cryptosporidium sp* et *Isospora belli* (Guillaume., 2007).

D.1. *Cryptosporidium* sp

C'est Clarke en 1895, qui a observé pour la première fois une espèce de *Cryptosporidium*.

C'est un protozoaire cosmopolite (Bourrée., 2010), de forme arrondie, basophile, de petite taille, et présentes différentes formes (voir figure 4 G) dans la taille varie entre 2 à 5 µm (Debievre et al, 2002). Il a émergé au cours des dernières décennies comme majeur pathogène d'origine hydrique, responsable de gastro-entérites et des troubles nutritionnels chez l'Homme. (Carmena., 2010).

Le *Cryptosporidium parvum* et *Cryptosporidium hominis* sont les deux principales espèces retrouvées au cours de la cryptosporidiose humaine (Guillaume., 2007).

Ce protozoaire est retrouvé principalement dans le tractus digestif et cause les coccidioses digestives surtout chez les immunodéprimés.

L'infestation se fait par voie interhumaine : péril fécal direct (ingestion féco-orale des oocystes), par l'eau et les éléments souillés : péril fécal indirect (Moulinier., 2003). Bien que les contacts directs de personne à personne ou animal à personne sont aussi importantes (Carmena., 2010).

D.2. *Isospora belli*

C'est un parasite monoxène (Fig. 4 H1, H2), (Ripert., 2003), ce dernier est observé pour la première fois en 1890 par Raillet et Lucet. Il parasite exclusivement l'Homme (Rousset., 1993).

L'isosporose est plus fréquente et plus sévère chez les malades immunodéprimés par rapport aux sujets immunocompétents. L'infestation s'effectue par voie orale par ingestion d'oocystes sporulés contenus dans les aliments (Anofel., 2014).

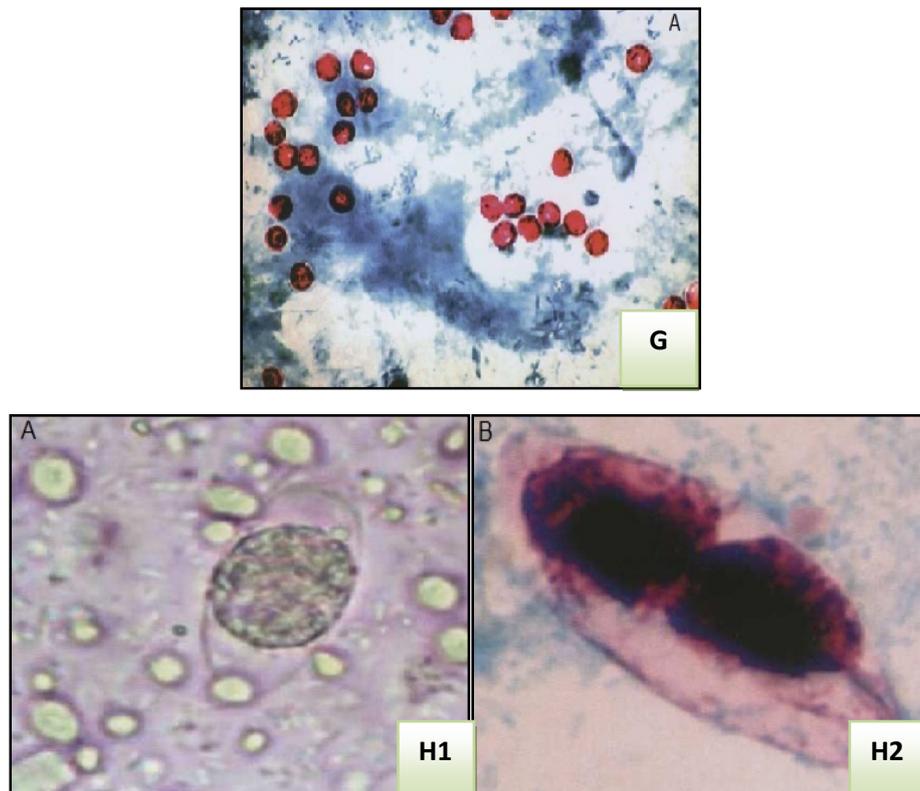


Figure 4 : morphologie des principaux sporozoaires.

G : Oocyste de *Cryptosporidium sp* (Anofel., 2014). H1 : Oocyste d'*Isospora belli* (Guillaume., 2007), H2 : *Isospora belli* – coloration Ziehl neelsen modifié (Universités Rio Grande-Brésil).

❖ *Blastocystis sp*

Blastocystis est un genre de protozoaire unicellulaire appartenant au phylum des Straménopiles (ou Heterokonta) qui inclut des algues, les diatomées et les oomycètes.

Observé pour la première fois en 1849 par Swayne et Brittan (Roussel., 2012).

Brumpt a présumé qu'une seule espèce était portée par les humains et il l'a nommée *Blastocystis hominis* (Lorgeri., 2011).

Blastocystis hominis, c'est un protozoaire cosmopolite, anaérobie souvent retrouvé dans le tractus gastro-intestinal de l'Homme, ce parasite peut être identifié sous forme vacuolaire (voir figure 5), granulaire, kystique et amiboïde (Lorgeril., 2011), il, provoque la blastocystose ou maladie de Zierdt et Garavelli qui est une parasitose intestinale.

Actuellement on décrit 9 sous types de *Blastocystis sp* identifiés par des techniques diagnostiques moléculaires.

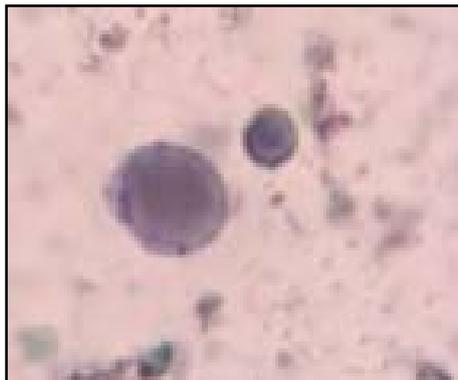


Figure 5 : morphologie de *Blastocystis sp*(Achir., 2018) (G 40x 10),

1.2 Les helminthes (Métazoaires)

Ce sont des vers pluricellulaires, macroscopiques à sexes séparés. (Jacquemin., 1974).

1.2.1 Classification :

Les Helminthes sont des Métazoaires qui se répartissent en deux embranchements :

- Les Plathelminthes (vers plats) comprenant la classe des cestodes et trématodes
- Les Némathelminthes (vers ronds) comprenant la classe des nématodes

Tableau 1 : Classification des Helminthes.

Plathelminthes (vers plat)		Némathelminthes (vers ronde)	
Cestodes	Trématodes	Nématodes transmis per os	Nématodes transmis par voie transcutanée
<i>Tænia (Tænia saginata, Tænia solium)</i> <i>Hymenolepis nana</i> <i>Diphyllobothium latum</i>	Schistosomes Douve (douve intestinales, douve pulmonaires, douve hépatobiliaires).	Ascaris Oxyure Trichocéphale Trichine	Ankylostome Anguillule

1.2.2. Morphologie

A. Les Plathelminthes : sont représentés par deux classes : les Trématodes et Cestodes.

A.1. Trématodes

Les trématodes sont des vers plats à corps non segmenté avec tube digestif sans anus et de ventouses. Leur cycle biologique est caractérisé par la production d'une génération asexuée vivant en parasite chez un mollusque spécifique. A l'état larvaire succède l'animal adulte hermaphrodite (douve) qui arrive à maturité chez les vertébrés. Les schistosomes quant à eux sont à sexes séparés (Guillaume., 2007).

A.1.1 les douves

Selon la localisation du parasite adulte dans l'organe d'élection, on a décrit des Douves au niveau hépatobiliaires, intestinales et pulmonaires. Ces vers sont responsable de distomatoses chez l'animal et accidentellement chez l'homme en relation avec les habitudes culinaires (Guillaume., 2007).

A.1.2. Schistosomes

Les schistosomiasés ou bilharziosés sont dues aux schistosomes à localisation urinaire ou intestinale (Guillaume., 2007). Seule la bilharziose génito-urinaire existe en Algérie (khiati., 2011).

Le tableau 2 résume les deux principales espèces de trématodes.

Tableau 2 : Caractéristiques des certaines espèces des trématodes (Rey, P., 2005).

Parasite	Parasitose	Distribution géographique	Morphologie	Transmission
<i>Fasciola hepatica</i>	Fasciolose	Cosmopolite	Vers adulte (20-30/8-13mm). (Fig.6 A1)	Voie Orale
<i>Schistosoma haematobium</i>	Schistosomose	Vallée du Nil Afrique de l'ouest et du sud	Œuf (150-60um) (Fig.6 B)	Transcutané

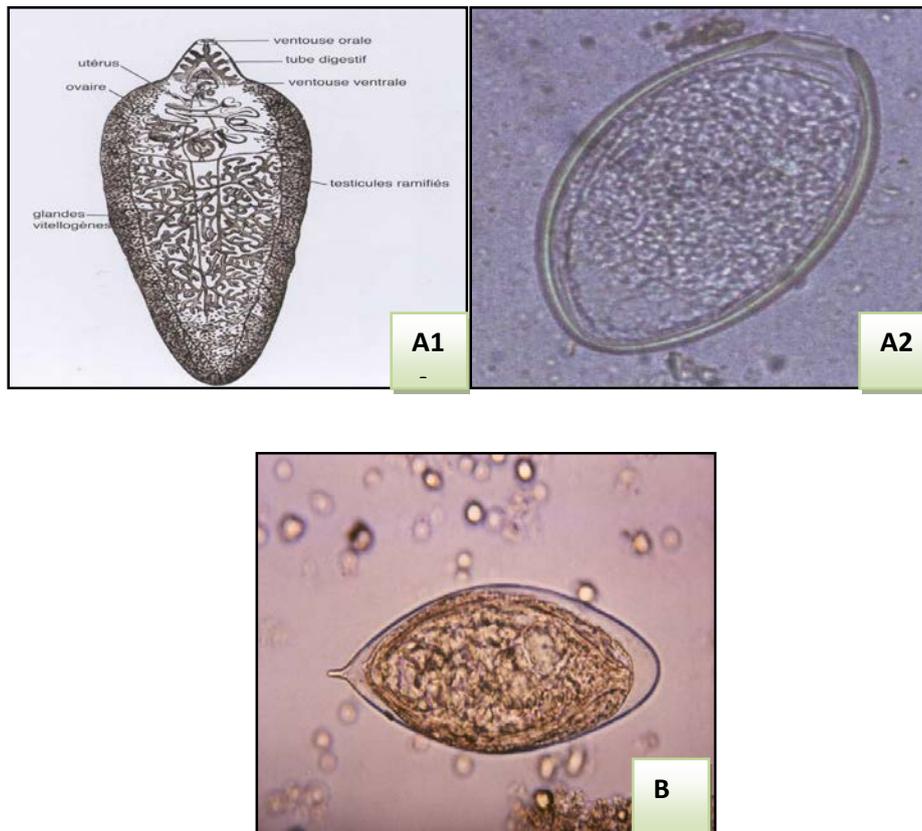


Figure 6 : Les principales espèces des Trématodes.

A1 : Vers adulte de *Fasciola hepatica* (Guillaume, 2007), A2 : Œuf de *Fasciola hepatica* (Guillaume, 2007), B : Œuf de *Schistosoma haematobium* (CDC).

A.2. Cestode

Les cestodes sont des vers plats hermaphrodites qui parasitent l'homme au stade adulte (Bronstein, Klotz., 2005). Dépourvus de tube digestif (Guillaume., 2007).

Le tableau 2 résume les trois principales espèces des cestodes responsables de téniasis humaine.

Tableau 3 : Caractéristiques des cestodes (Moulinier, C ,2003).

Parasite	Distribution géographique	Localisation	Morphologie	Mode de contamination	Symptômes
<i>Taenia saginata</i> ou <i>Taenia de bœuf</i>	Cosmopolite Intertropicale dans les régions chaudes	L'intestin grêle de l'Homme	Mesure de 4-8m de long, le scolex menu de 4 ventouses, ni rostre ni crochets (Fig.3 A).	L'ingestion de viande mal cuite ou crue contenant des larves infectantes (cysticerques)	Douleurs abdominales, nausées et des troubles de l'appétit (anorexie ou boulimie)
<i>Taenia solium</i> ou <i>Taenia du porc</i>			Mesure 2-4m 4 ventouses 2 couronnes de 20-30 crochets (Fig. 7 B).		Troubles neurologique (épilepsie) ou oculaire. Il s'agit de la cysticercose humaine
<i>Hymenolepis nana</i>		Iléon de L'homme	Mesure 2-6 cm une ventouse et rostre court une couronne de 20- 30 crochets (Fig.7 C).		L'ingestion des œufs embryonnés.

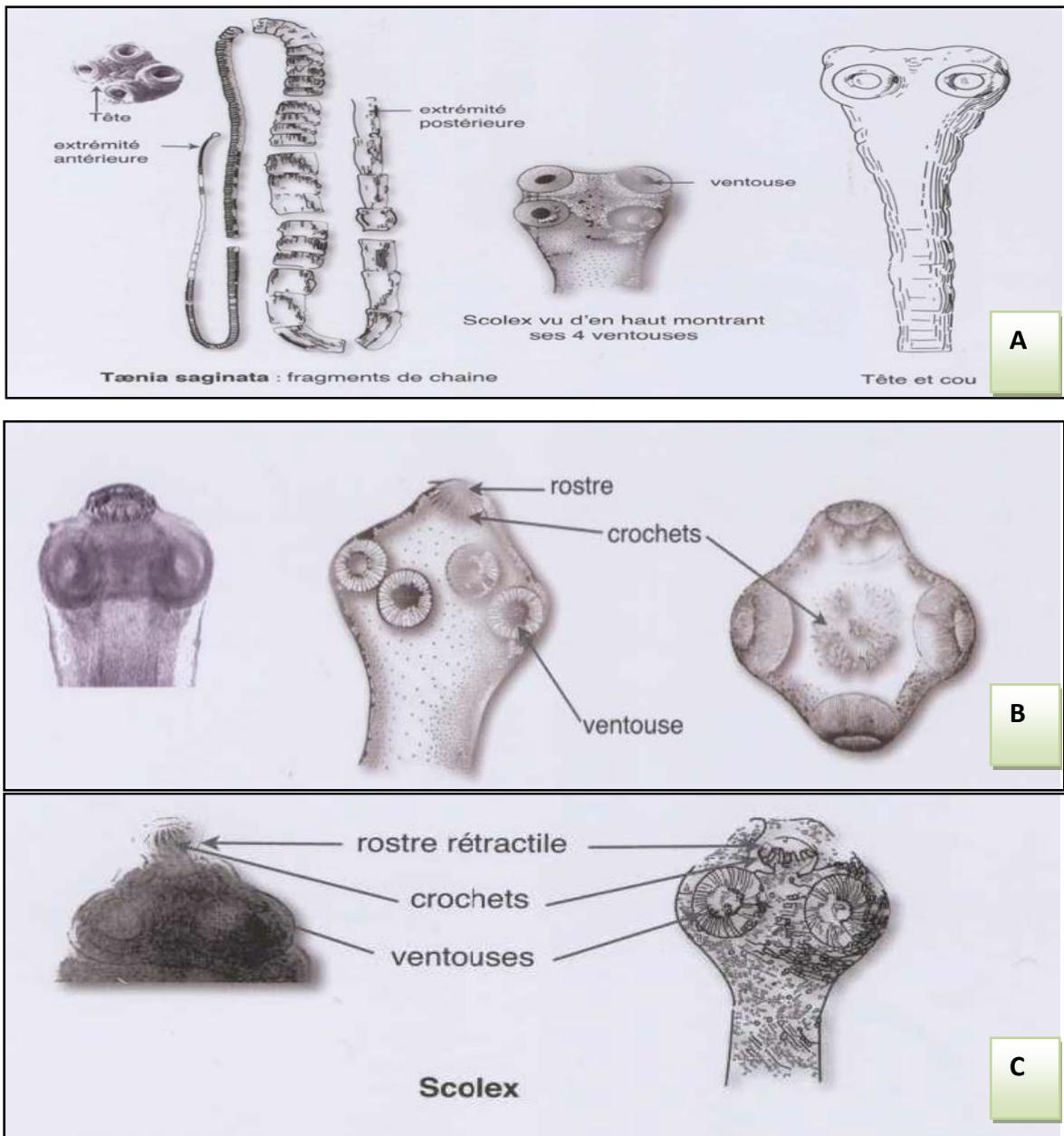


Figure 7 : Les principales espèces des Cestodes (Guillaume., 2007).

A : Aspect Morphologique du vers adulte de *Taenia saginata*.

B : Aspect Morphologique du scolex de vers adulte *Taenia solium*.

C : Aspect Morphologique du scolex de vers adulte de *Hymenolepis nana*.

B. Les Nématelminthes

B.1. Nématodes

Les vers ronds de l'intestin ou nématodes pénètrent par voie buccale ou par voie transcutanée (Rousset., 1993).

B.1.1. *Ascaris lumbricoïdes*

c'est un vers rond blanc rosé, vit dans l'intestin grêle de l'Homme (Durand ., 2005).

L'infestation s'effectue par ingestion d'aliments souillés de matières fécales contenant les œufs (voir figure 8 A1) (Morin., 2004), l'ascaridiose est caractérisée par des symptômes pulmonaires (toux, dyspnée, infiltrat pulmonaire labile à la radiographie), suivi de troubles digestifs (Bourée,P ,2013), des signes nerveux comme les troubles du sommeil voire convulsions ont aussi été rapportés(ANOFEL ,2014).

B.1.2. *Enterobius vermicularis* (Oxyure)

L'oxyure ou *Enterobius vermicularis* est un petit nématode blanc de 1 cm de long (Fig. 8 B1), situé dans le cæcum. L'infestation s'effectue par ingestion des œufs portés à la bouche par les mains sales, doigts ou objets sucés, ou avec les aliments. Le cycle s'effectue dans le tube digestif (Bourée, P, 2013).

L'oxyurose est caractérisée par un prurit anal (Pelloux, H et al, 2011). La mise en évidence des œufs se fait par la technique de Graham ou « scotch-test anal » le matin (Benzalim, M, 2010). L'examen macroscopique montre la présence des vers ronds blanchâtres (Dupouy-Camt,J.et al,2015).

B.1.3. *Trichuris trichiura*

Le trichocéphale (*Trichuris trichiura*) est un nématode cosmopolite très fréquent (voir figure 8 C1) (Bourée., 2013). L'infestation s'effectue par ingestion d'eau ou de légumes souillés. L'expression clinique dépend de la charge parasitaire, souvent asymptomatique, et la maladie se manifeste par des troubles digestifs parfois associés à une hyperéosinophilie (Iacotte, et al, 2008).

B.1.4. *Trichinella spiralis*

La trichinellose est une anthroponose cosmopolite. Elle est due à l'ingestion de viande du porc ou de cheval contenant des larves enkystées de *Trichinella spiralis* (Bourée, 2013). C'est une parasitose thermogène avec une

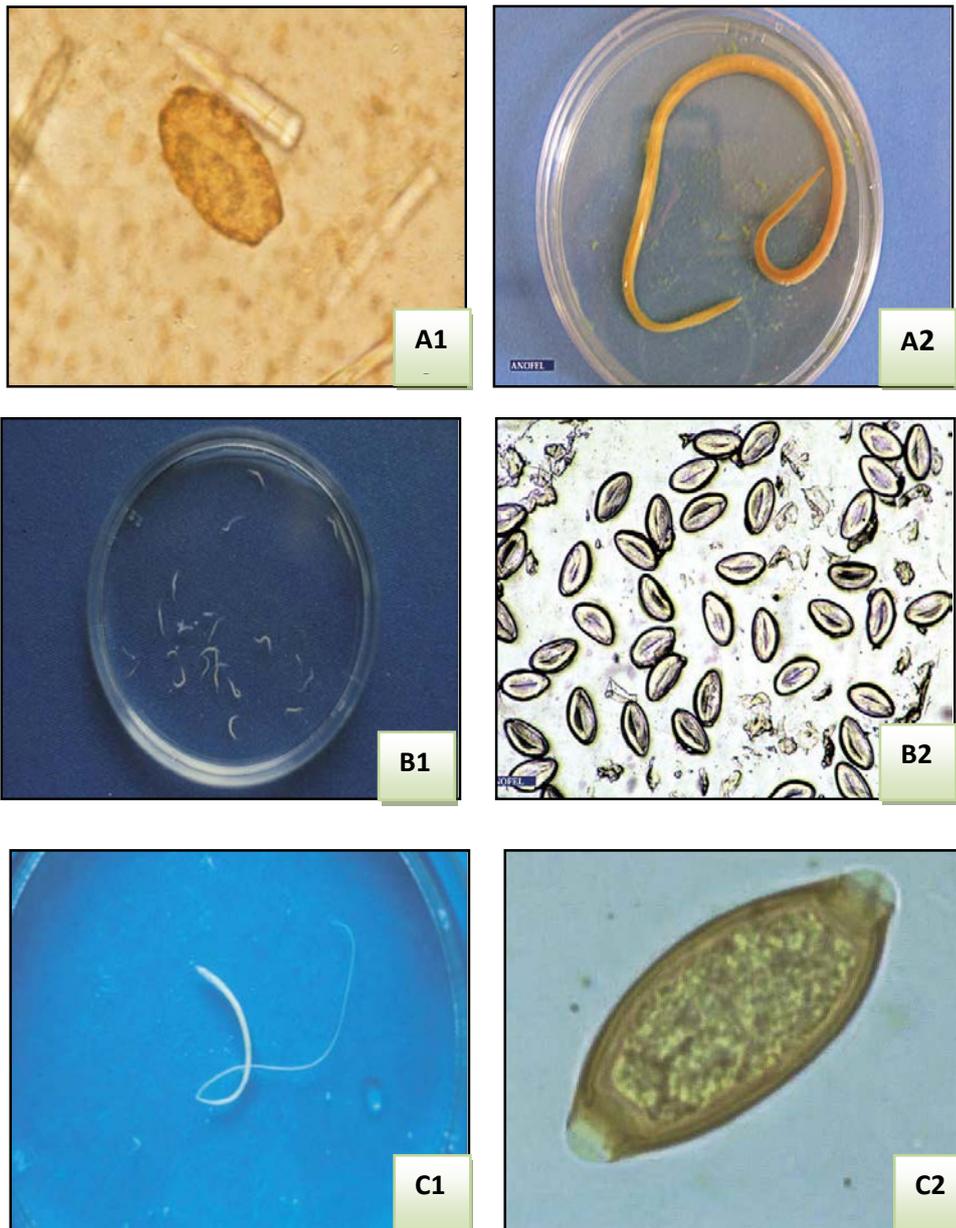
hyperéosinophilie importante, caractérisée par des réactions allergiques, une diarrhée, une fièvre pendant la phase de dispersion larvaire, et des myalgies après formation des kystes (Moulinier, 2003).

B.1.5. *Ancylostoma duodenale*

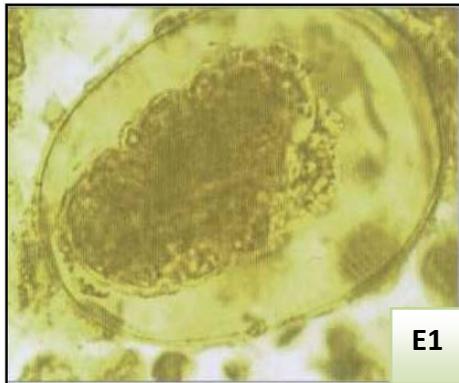
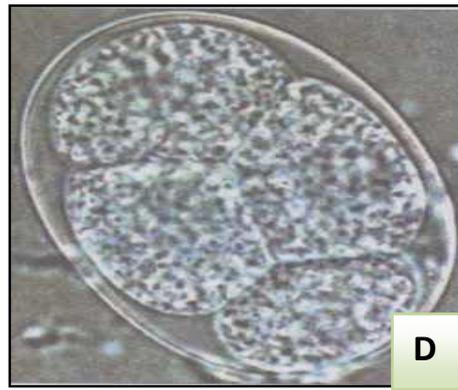
Nématodes hématophages (Guillaume., 2007), Les vers adultes, mesurant environ 1 cm de long, sont situés dans le duodénum et s'accrochent sur la muqueuse duodénale par leurs crochets buccaux (voir figure 8 D). Ils pondent des œufs qui sont éliminés dans les selles (Bourée, 2013), Le cycle évolutif de l'ankylostome est direct, commençant par la ponte des œufs qui se fait dans la lumière de l'intestin grêle, avant élimination dans les selles (Bull OMS, 1988), cette parasitose provoque une anémie grave en cas d'atteinte chronique (Morin, 2004).

B.1.6. *Strongyloides stercoralis*

La strongyloïdose est une nématodose due à un ver rond (voir figure 8 E2) (Aubry, 2014), L'anguillulose est une helminthiase très fréquente en milieu tropical. Les vers adultes, situés dans le duodénum, émettent des œufs (voir figure 8 E2) qui donnent très rapidement naissance à des larves (Bourée., 2013), en cas de forte infestation, des diarrhées et des lésions inflammatoires et œdémateuses de la muqueuse entérique, et un syndrome de mal-absorption de la vitamine B12 sont observés (Nozais., 1998).



A1 : Oeuf d'*Ascaris lumbricoides* (Bourée, P, 2013), A2 : Vers femelle *Ascaris lumbricoides* (MORENO-SABATER, A, 2015), B1 : Vers adulte d'*Enterobius vermicularis* (Bourée, P, 2013), B2 : Oeuf d'*Enterobius vermicularis* prélevé par scotch-test (MORENO-SABATER, A, 2015), C1 : Ver adulte de *Tichuris trichiura* (Bourée, P, 2013), C2 : Oeuf embryonné de *Tichuris trichiura* (Guillaume, V, 2007).



D : Œuf d'*A. duodenale* (Guillaume, V, 2007), E1 : Oeuf de *Strongyloides stercoralis* (Guillaume, V, 2007) (G60x10), E2 : Vers male de *Strongyloides stercoralis* (Guillaume, V, 2007).

Figure 8 : principales espèces des Nématodes.

1.3. Diagnostic

Le diagnostic parasitologique des selles repose sur un examen coprologique pour la mise en évidence de l'agent pathogène.

Tout examen parasitologique des selles doit comporter un examen macroscopique et un examen microscopique.

1.3.1 Examen macroscopique (Golvan, 1983)

C'est une étape importante de l'examen et obligatoire, souvent négligée mais qui peut apporter au clinicien des renseignements précieux, devant être mentionnés dans tout compte-rendu d'examen coprologique (la couleur, la consistance, l'aspect, Eléments surajoutés).

1.3.2. Examen microscopique

L'examen standard doit comporter un examen direct à l'état frais et un examen après concentration par deux méthodes différentes.

- **Examen direct (Bailenger, 1973) et (Belkaid, 1992) et (Golvan, 1983).**
 - A l'état frais : pour la recherche des formes végétatives et les œufs ou larves d'helminthes.
 - Après coloration au Lugol : le Lugol colore les noyaux des Kystes de protozoaires.
- **Examen après concentration (Bailenger, 1973) et (Belkaid, 1992) et (Golvan, 1983).**

Un examen parasitologique doit comporter au moins deux techniques de concentration afin de récupérer un maximum des kystes et d'œufs avec un minimum de résidus.

Les techniques de concentration peuvent être classées en :

- Techniques physiques : pour la mise en évidence des œufs d'helminthes.
- Techniques physico-chimiques :
 - A- Méthode de Ritchie simplifiée : indiquée pour les œufs d'helminthes et les kystes de protozoaires.

B- Méthode de Bailenger : cette technique concentre plus les kystes par rapport aux formes végétatives.

- **Techniques de coloration (Belkaid, 1992) et (Golvan, 1983).**

Les techniques de coloration pour but d'identifier les espèces, des formes végétatives ou kystes de protozoaires, principalement d'amibes.

- **Méthodes spéciales**

Méthode par éclaircissement Kato.

Elle permet la recherche des œufs et larves d'helminthes dans une quantité importante des selles.

1.4. Traitement

La mise en place d'un traitement antiparasitaire nécessite l'identification du parasite, permet la prise en charge des malades et des sujets asymptomatiques et peut être associés au suivi strict des règles d'hygiène ainsi qu'une éducation sanitaire à commencer dès l'âge scolaire.

1.5. Prophylaxie :

La lutte contre les parasitoses intestinales met en œuvre un ensemble des mesures destinées à interrompre la transmission et à protéger le terrain réceptif. (OMS Genève; 1987).

Les mesures collectives sont:

- Dépister et traiter les sujets malades et les porteurs asymptomatiques.
- Contrôler la viande du porc chez les populations qui la consomment afin d'éviter la balantidiose.
- Interdire l'utilisation des engrais humains dans l'agriculture.
- Le bon approvisionnement en eau potable pour éviter sa contamination.
- Amélioration du niveau de vie et des conditions sanitaires.

Les mesures individuelles sont:

- Protéger les aliments de la poussière en les conservant dans un garde-manger.
- Se laver toujours les mains avec du savon après chaque toilette.
- Filtrer l'eau de boisson, la désinfecter ou la faire bouillir.
- Se couper les ongles régulièrement.

- Bien laver les fruits et les légumes.
- Nettoyer les tables et les sols des chambres

1. Lieu et période d'étude

Notre étude a été menée au niveau du centre hospitalier universitaire Mustapha d'Alger, au sein du laboratoire de Parasitologie et Mycologie durant une période de trois mois allant du 14 février au 7 Mai 2018.

2. Population étudiée

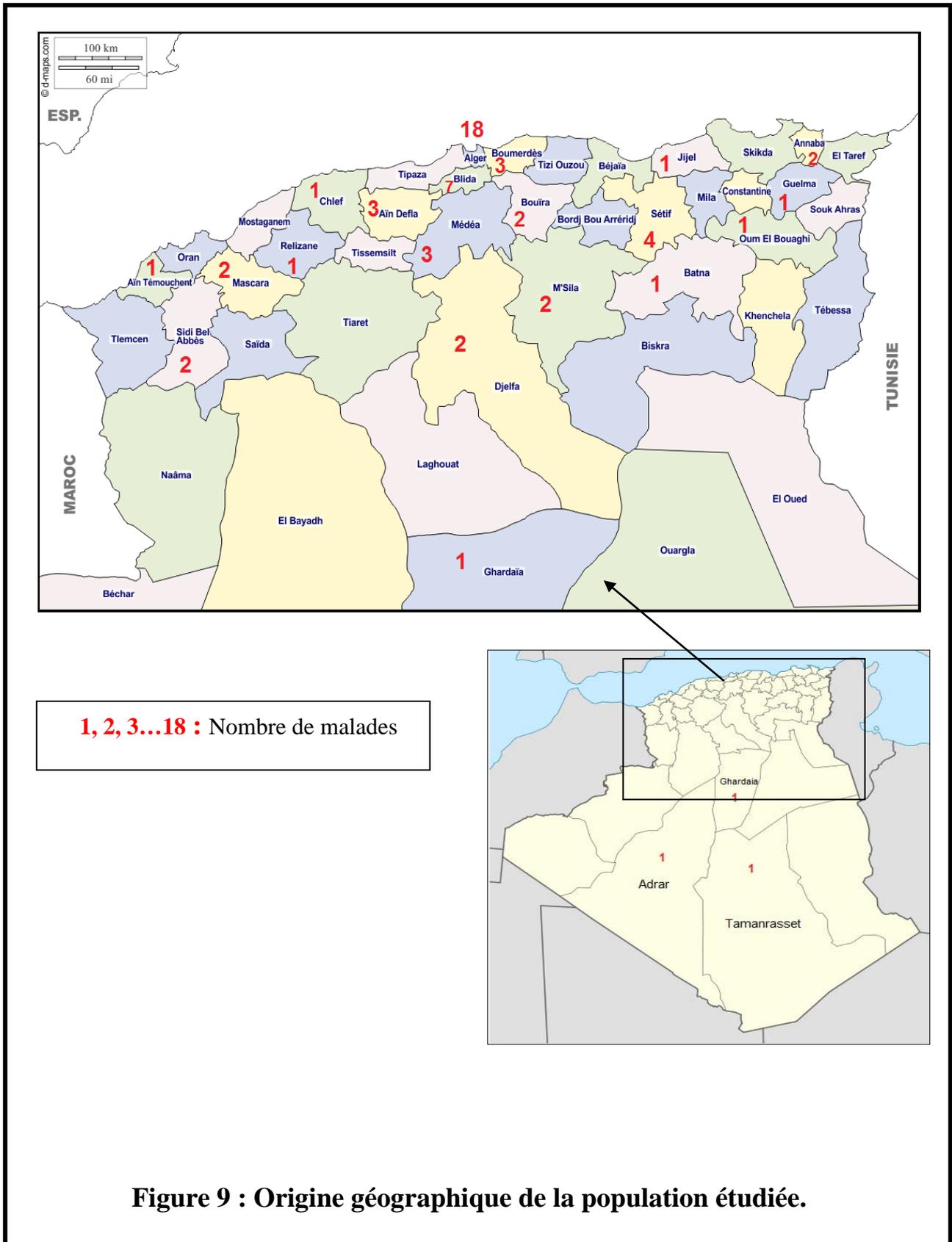
Ce travail concerne tous les patients hospitalisés dans le service d'hépatologie durant cette période, notre population porte sur 60 sujets âgés de 19 à 75 ans, avec une moyenne d'âge de 46,83. Le sexe Ratio est de 1,22 (33 hommes et 27 femmes). Cette population provient de 22 wilayas dont la majorité est de la wilaya d'Alger comme il est représenté dans la figure 9.

3. Le Service d'hépatologie de CHU Mustapha d'Alger

L'étude s'est déroulée au service d'hépatologie, avec une capacité de 18 lits, Cette faible capacité nous a limitées dans notre échantillonnage. En effet nous n'avons pu analyser durant notre mémoire (3 mois) que 60 selles des sujets hospitalisés pour les motifs suivants :

Tableau 4 : Répartition des patients selon le motif d'hospitalisation.

Motif d'hospitalisation	Nombre des selles examinés
Cirrhose	21
Hépatite (A, B, C, Auto-immune)	16
Cavernome porte	3
Greffe hépatique	5
Sténose biliaire	4
Cholangio pancréatite	5
Kyste hydatique du foie	1
Angiocholite	1
Polykystose	2
Tumeur du foie	2
Total	60



4. Echantillonnage

Pour chaque patient un échantillon de selle fraîche est recueilli le matin, dans des boîtes à fermeture hermétique (voir figure 10), sans produit de conservation. Elles sont accompagnées d'une fiche de renseignements.

Une fiche de renseignements pour chaque patient a été remplie et renferme trois parties (Annexe I)

- La première partie comporte l'identité du patient : Le nom, le prénom, l'âge, le sexe et l'origine géographique.
- La deuxième partie concerne le motif d'hospitalisation et la symptomatologie clinique du patient : Diarrhées, douleurs abdominales, vomissements...etc.
- La troisième partie comporte les résultats de l'examen parasitologique des selles.



Figure 10 : Boîte de copro-parasitologie.

5- Matériel utilisé :

Le matériel utilisé dans la présente étude regroupe le matériel propre au laboratoire (Annexe II et III), et un matériel biologique (matière fécale humaine).

6-Méthodes utilisées :**6.1. Examen parasitologique des selles****6.1.1 . Examen macroscopique**

Les selles recueillies sont examinées d'abord macroscopiquement pour noter leur aspect et leur consistance, leur couleur, ainsi que la présence éventuelle de sang, mucus ou de parasites adultes (anneaux de ténia, Ascaris, Oxyure). Ensuite elles sont examinées microscopiquement.

6.1.2. Examen microscopique

Il comporte obligatoirement un examen direct des selles fraîches et un examen après concentration (Anaes., 2003).

A) Examen direct à l'état frais et au Lugol

Cet examen a pour but la recherche des formes végétatives vivantes de protozoaires, facilitée par leur mode de déplacement (Rousse., 1993). Il permet aussi d'observer les larves d'anguillule et d'ankylostome (Buffaz, et al , 2014), kystes des protozoaires et les œufs d'helminthes.

• Mode opératoire

- Dans un verre à pied, prélever à l'aide d'un agitateur en verre, une parcelle des selles (prise à différents endroits).
- Ajouter progressivement de l'eau physiologique tout en triturant jusqu'à obtention d'une dilution homogène (voir figure 11A).
- Avec une pipette pasteur, déposer deux gouttes de la dilution séparément sur la lame, à l'une de ces gouttes est ajoutée une goutte de Lugol (voir figure. 11B).
- Recouvrir d'une lamelle, et observer respectivement aux objectifs x10 puis x40 (voir figure 11C).

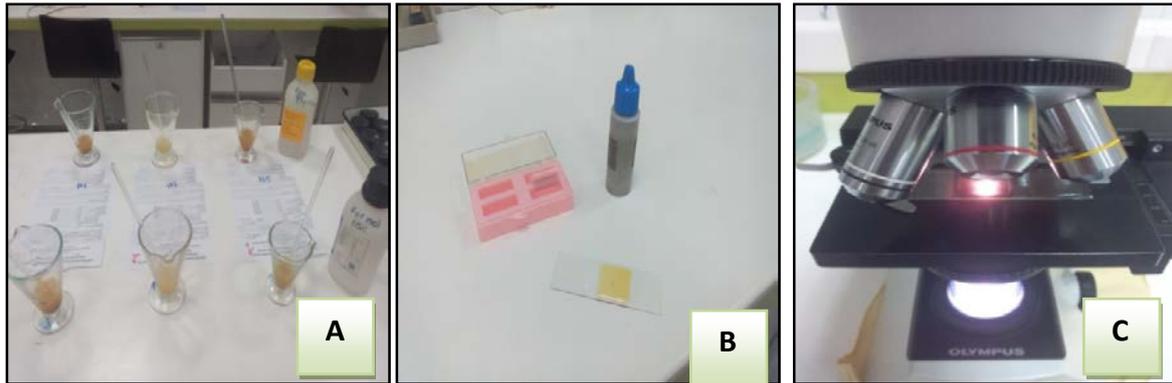


Figure 11: Les étapes de l'examen direct des selles.

B) Examen microscopique après techniques de concentration

La concentration a pour but de réunir les parasites dans un volume très réduit de selle en s'étant débarrassé au maximum des débris alimentaire (Guillaume., 2007).

Les trois méthodes utilisées sont : méthode de Ritchie modifiée, méthode de KATO et méthode de Willis (cas des selles liquides).

B.1. Technique de Ritchie modifiée

C'est une méthode diphasique qui permet d'éliminer les constitutions gênantes à la lecture, et les éléments parasitaires seront concentrés dans le culot après centrifugation (Lariviere, ,1987).

- **Technique :**

- Dans un verre à pied, diluer 2g des selles dans 100 ml d'eau formolée à 10%.
- Triturer puis laisser sédimenter.
- Verser dans un tube conique 2/3 de volume de la dilution fécale, ajouter 1/3 d'éther.
- Boucher les tubes et agiter jusqu'à obtention d'une solution homogène.
- Centrifuger à 1500 (Tr/min) pendant 5 minutes (voir figure 12).
- Jeter le surnageant en renversant le tube d'un mouvement rapide.
- Remettre le tube dans son support, à l'aide d'une pipette pasteur déposer une goutte du culot entre lame et lamelle et examiner au microscope (Objectif x10 et x40).

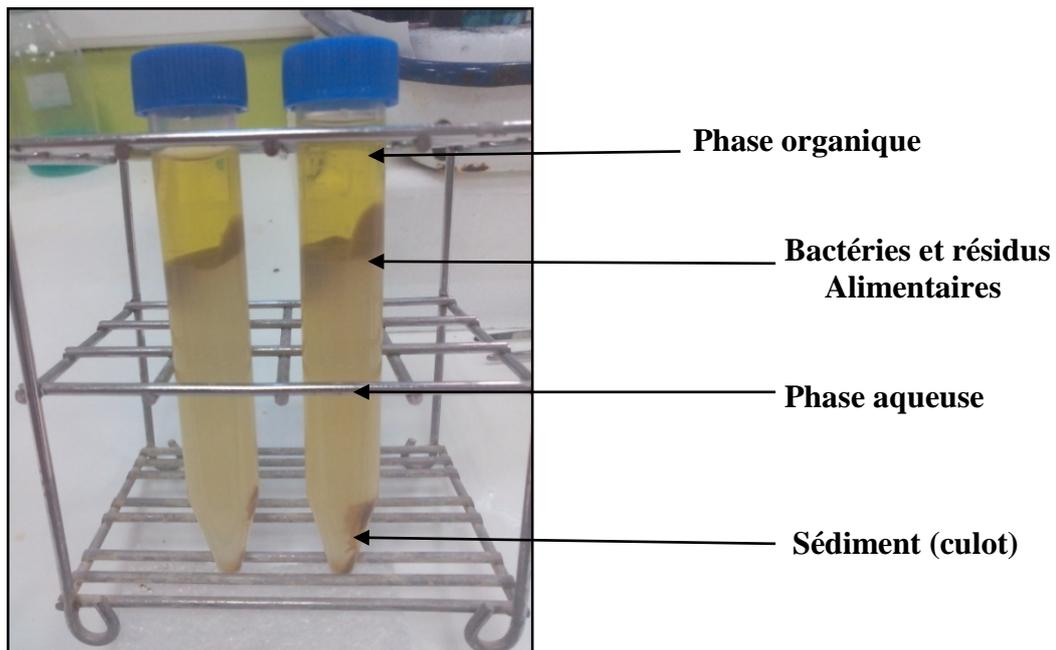


Figure 12 : Aspect du tube après centrifugation (technique de Ritchi).

B.2. Technique de Willis

c'est une méthode physique par flottation, elle est utilisée pour la concentration des œufs d'ascaris et d'ankylostome (Buffaz, et al, 2014).

- **Technique :**

- Diluer la selle dans un vers à pied avec environ 20 ml d'une solution saturée de NaCl.
- Tamiser et remplir complètement un tube jusqu'au bord supérieur du tube (voir figure 13B).
- Dépose une lamelle sur le ménisque ainsi formé en évitant la formation des bulles d'air.
- Retirer la lamelle au bout de 15 à 45 min (voir figure 13C).
- Déposer la lamelle sur une lame et observer au microscope photonique au faible grossissement (Objectif X10).

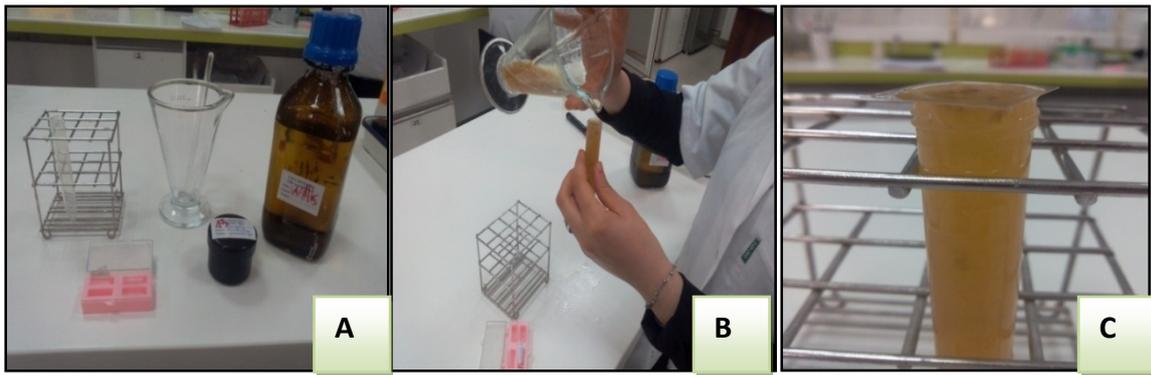


Figure 13 : les différentes étapes de technique de Willis.

B.3. Technique de KATO

C'est une technique utilisée pour la recherche des œufs d'helminthes (Kremer, et Molet., 1975).

- **Technique :**

- Sur une lame porte- objet déposer 30 à 40 mg des selles.
- Recouvrir d'un rectangle de cellophane imprégné de vert de malachite (voir figure 14A).
- Retourner cette préparation et l'écraser sur plusieurs épaisseurs de papier filtre jusqu'à ce que les matières fécales se soient étalées entre la lame et la cellophane, pour former un frottis épais (voir figure14B) (Annexe V).
- Laisser une heure à température ambiante, puis examiner au microscope au faible grossissement (voir figure 14C).

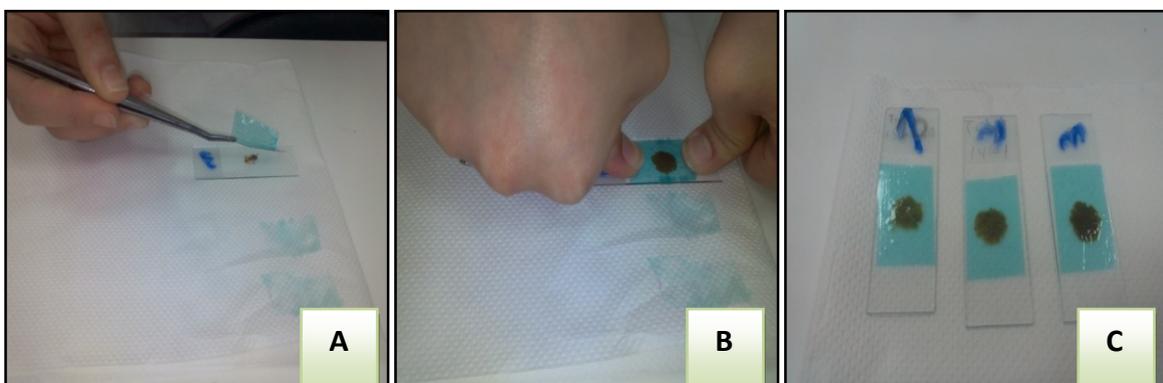


Figure 14 : Les différentes étapes de technique Kato.

C.2. Coloration spécifique :

- Coloration de Ziehl-Neelsen modifiée :

Elle permet de mettre en évidence les oocystes des coccidies en particulier ceux de *Cryptosporidium sp.*

• Technique :

- Sur une lame dégraissée, un étalement du culot de concentration résultant de la technique de Ritchie est réalisé puis séché à l'air (voir figure 16A).
- Fixer pendant 5 minutes au méthanol.
- Colorer les frottis par la fuchsine phéniquée pendant une heure à froid (Annexe VII).
- Après rinçage à l'eau du robinet on passe la lame dans un bain d'acide sulfurique à 2% pendant 20 secondes en agitant puis on rince à nouveau.
- Pratiquer une contre coloration pendant 5 minutes au vert de malachite à 5% (voir figure 16B).
- Rincer à l'eau de robinet et sécher à l'air (voir figure 16C).
- observer au microscope optique au grossissement x100 (à l'immersion).



Figure 16 : les différentes étapes de La coloration de Ziehl-Neelsen.

- Coloration de trichrome de Gomori modifiée par Weber

Utilisé pour la recherche des *microsporidies* dans les selles chez les immunodéprimés.

• Technique :

- Préparer des frottis fécaux à partir d'une selle diluée au 1/3 dans du formole à 10 % (voir figure 17A).
- Colorer les frottis avec le réactif A pendant 3 heures.
- Rincer largement à l'eau acétique à 0,2 %.

- Contre colorer pendant 30 secondes avec une solution de vert de malachite à 1%.
- Rincer les lames à l'eau du robinet (voir figure 17B).
- Sécher et lire au microscope optique à l'immersion (voir figure 17C).

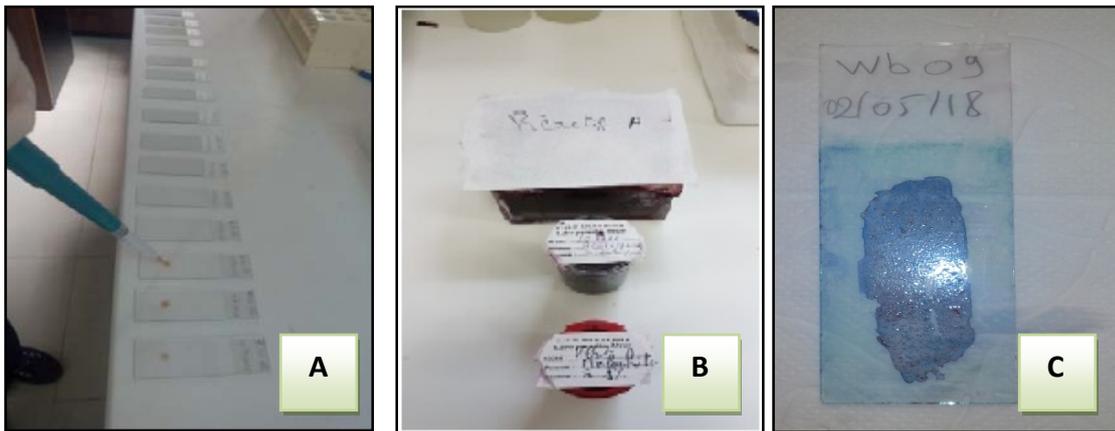


Figure 17: les différentes étapes de coloration de trichrome de Gomori modifiée par Weber.

6.3. Recherche de sang :

Il apparaît en rouge dans les selles s'il provient du colon ou si l'hémorragie plus haute provoque, par son importance, une accélération du transit.

Un saignement important, haut situé, colore les selles en noir (meloena), mais de petits saignements passent en général inaperçus et la recherche chimique est nécessaire.

Le malade devra suivre pendant 3 jours un régime sans viande ni poisson ni charcuterie, ni lentilles, ni épinards et sans médicament à base d'hémoglobine et de fer. On vérifie qu'il n'existe pas de saignements gingivaux ou hémorroïdaires.

On effectue deux réactions différentes qui utilisent la propriété peroxydasique des pigments sanguins. Dans un premier temps on hémolysera les hématies pouvant être intactes, en diluant les selles environ au $1/10^e$ dans une solution acétique diluée. Il faut utiliser une verrerie très propre car ces réactions sont très sensibles.

Technique de Kastle-Meyer.

Dans un tube à essai, ajouter à 10 à 20 ml d'une dilution très étendue de fèces, 1 ml de réactif (Annexe VI), puis deux gouttes d'eau oxygénée à 110 v (voir figure 18A).

En présence de sang, il se produit avant 30 secondes à la partie supérieure du tube une coloration rouge qui gagne tout le tube (voir figure 18B).

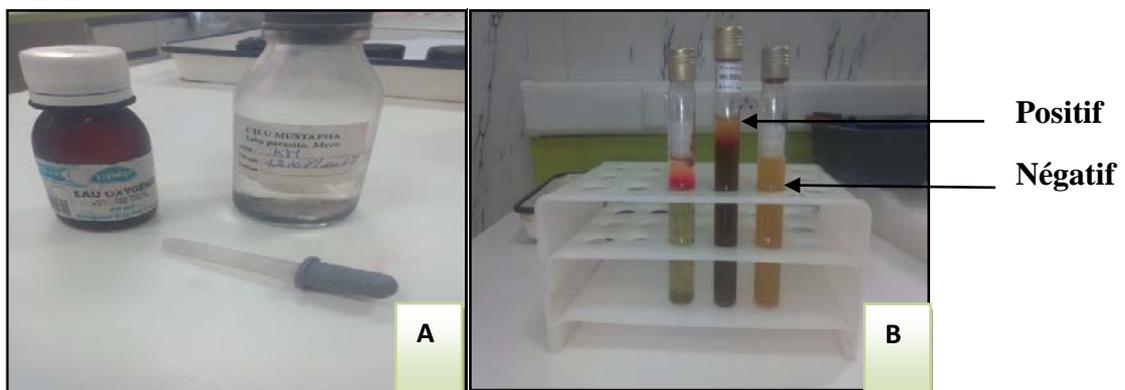


Figure18 : les différentes étapes de technique de Kastle-Meyer.

6.4. Recherche de copro-antigène d'*Entamoeba histolytica* par ELISA

Le test Wampole *E.histolytica* II : est une analyse immuno-enzymatique pour la détection rapide de l'adhésine d'*E.histolytica* dans les spécimens fécaux. Les puits de micro-titres sont recouverts par des anticorps polyclonaux qui fixent l'adhésine d'*Entamoeba histolytica*.

- **Procédure de l'analyse**

- Les spécimens des selles doivent être transportés aussitôt que possible et stockés entre 2°C et 8°C. L'analyse se fait en moins de 24 heures (voir figure 19A).
- préparer les tubes pour la dilution de chaque spécimen analysé (voir figure 19B).
- Ajouter 400µL de diluant (solution tampon 0,02% thimérosal) à chaque tube. Pour les selles liquides, à l'aide d'une pipette en plastique ou micropipette, transférer 400µl de spécimens dans un tube à essai et pour les selles formées (molles, dures, normales....) utiliser des petites cuillères en plastique ou des tiges à coton pour transférer 0,15 à 0,20g d'échantillon fécal dans un tube (voir figure 19C, 19D).

- Mélanger complètement le spécimen fécal à l'aide d'un vortex pendant 10 secondes pour garantir un échantillon adéquat (voir figure 19E).
 - préparer la plaque, deux puits de contrôle doivent être utilisés comme contrôle positif et négatif, un puit est nécessaire pour chaque échantillon de patients.
 - Ajouter une goutte (50µL) de conjugué (chapeau rouge qui contient des anticorps de souris monoclonaux spécifique pour l'adhésine *d'E.histolytica*, attacher à la peroxydase de raifort dans une solution de protéine tampon avec 0,02% thimérosal) à un puit pour le contrôle positif, aussi à un puit pour le contrôle négatif et à un puit pour l'échantillon du patient.
 - Ajouter une goutte (50µL) du réactif (chapeau noir, contenant de l'adhésine purifiée provenant *d'E.histolytica*) à un puit pour le témoin positif, et 100µl de diluant à un puit pour le témoin négatif.
- Transférer 200 µL du spécimen dilué au puit d'analyse, les recouvrir par une feuille adhésive et les incuber à une température ambiante pendant deux heures (voir figure 19F).
- Nettoyer chaque puit en utilisant la solution de nettoyage diluée. Remplir les fonds des puits, puis secouer la solution de lavage hors des puits, rabattre la plaque inversée sur une serviette en papier et refaire l'étape de nettoyage quatre fois.
 - Après le nettoyage , ajouter deux gouttes (100µl) de substrat (chapeau bleu, c'est une solution contenant tétraméthyl-benzidine et peroxyde) à chaque puit, doucement secouer les puits au départ puis tapoter encore une fois 5 minutes plus tard pour bien mélanger le substrat. Incuber les puits à une température ambiante pendant 10 minutes.
 - Ajouter une goutte (50µl) de solution d'arrêt (chapeau jaune, ou acide sulfurique) à chaque puits. Secouer doucement les puits et attendre deux minutes avant la mesure par spectrophotomètre. L'addition de cette solution convertit la couleur bleu à une couleur jaune (voir figure 19G).



Figure 19 : les différentes étapes de la technique ELISA. (Test Wampole E.histolytica II)

7. Analyse statistique des données :

La méthodologie d'analyse statistique s'est basée sur les caractéristiques démographiques (Age, sexe, Origine...) et les symptômes cliniques et le motif d'hospitalisation. Les données ont été analysées par le logiciel Epi-info version 7.2.2.2.

Le test de khi-deux est utilisé pour quantifier l'existence d'une liaison significative à 5 % (risque d'erreur), et une association est considérée comme significative lorsque la valeur de p (le seuil de signification) est inférieure à 0.05.

Dans ce chapitre nous exposerons les résultats de l'examen parasitologique des selles réalisé au laboratoire de parasitologie et mycologie de CHU-Mustapha d'Alger. Nous les analyserons en fonction de l'âge, du sexe, de la symptomatologie, et la pathologie sous jacente.

1- Taux de positivité global du parasitisme.

Sur les 60 sujets examinés dans notre étude, 19 patients se sont révélés infestés, par un ou plusieurs parasites, soit un taux d'infestation de 31,67%, IC⁹⁵ [20,26%-44,96%] (Tableau 5).

Tableau 5: Prévalence du parasitisme intestinal au service d'hépatologie du CHU-Mustapha d'Alger :

	EPS positif	EPS négatif	Total
Nombre	19	41	60
Fréquence (%)	31,67%	68,33%	100%

2- Selles positives en fonction du sexe des patients.

Dans notre étude, il n'y a pas de différence de parasitisme entre hommes et femmes (36,36% contre 25,93%, p= 0,38) (Tableau 6).

Tableau 6 : Résultats des examens copro-parasitologiques en fonction du sexe.

Sexe	EPS pratiqués		EPS positifs		Indice d'infestation (%)	p
	N	%	N	%		
Masculin	33	55	12	63,16	36,36	0,38
Féminin	27	45	7	38,89	25,93	
Total	60	100	19	100		

3- Selles positives en fonction de l'âge des patients.

Nos données montrent que toutes les tranches d'âge sont également touchées, sans différence statistiquement significative (p de Fisher = 0,21) (Tableau 7) (Figure 20).

Tableau 7 : Selles positives en fonction de l'âge des patients.

Tranches d'âge	Effectif examiné	Effectif parasité	(%)	p
[19-29]	11	2	18	0,21
[30-39]	11	3	27	
[40-49]	10	6	60	
[50-59]	11	4	36	
[60-69]	13	2	15	
[70-79]	4	2	50	

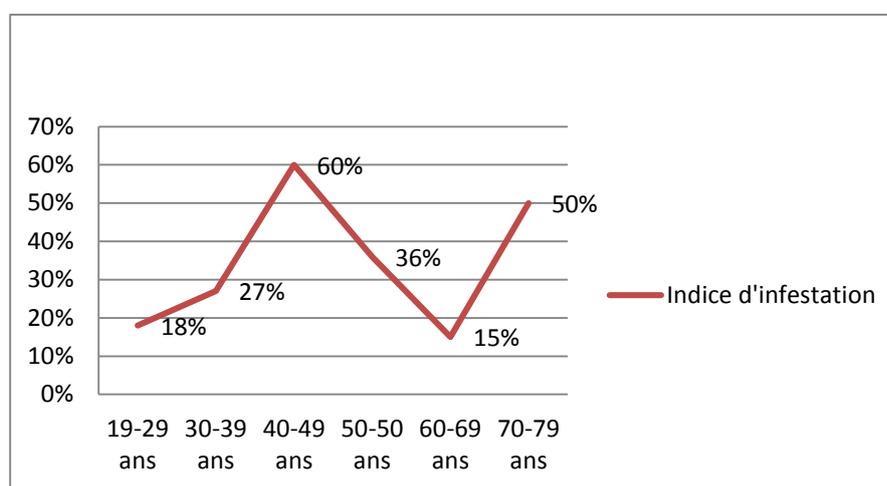


Fig. 20 : Fréquence de parasitisme en fonction de l'âge des patients.

4- Répartition des patients parasités selon le motif d'hospitalisation.

Dans les catégories les plus représentées, 28% de sujets hospitalisés pour cirrhose ont un examen parasitologique de selles positifs et 25% des sujets hospitalisés pour hépatites sont positifs (Tableau 8).

Tableau 8 : Répartition des sujets parasités selon le motif d'hospitalisation.

Motif d'hospitalisation	Nombre des patients examinés	Nombre des patients parasités	%
Cirrhose	21	6	28
Hépatite (A, B, C, AI)	16	4	25
Cavernome porte	3	2	
Greffe hépatique	5	2	
Sténose biliaire	4	2	
Cholangio pancréatite	5	2	
Kyste hydatique du foie	1	1	
Angiocolite	1	0	
Polykystose hépatique	2	0	
Tumeur du foie	2	0	
Total	60	19	

5- Espèces parasitaires retrouvées

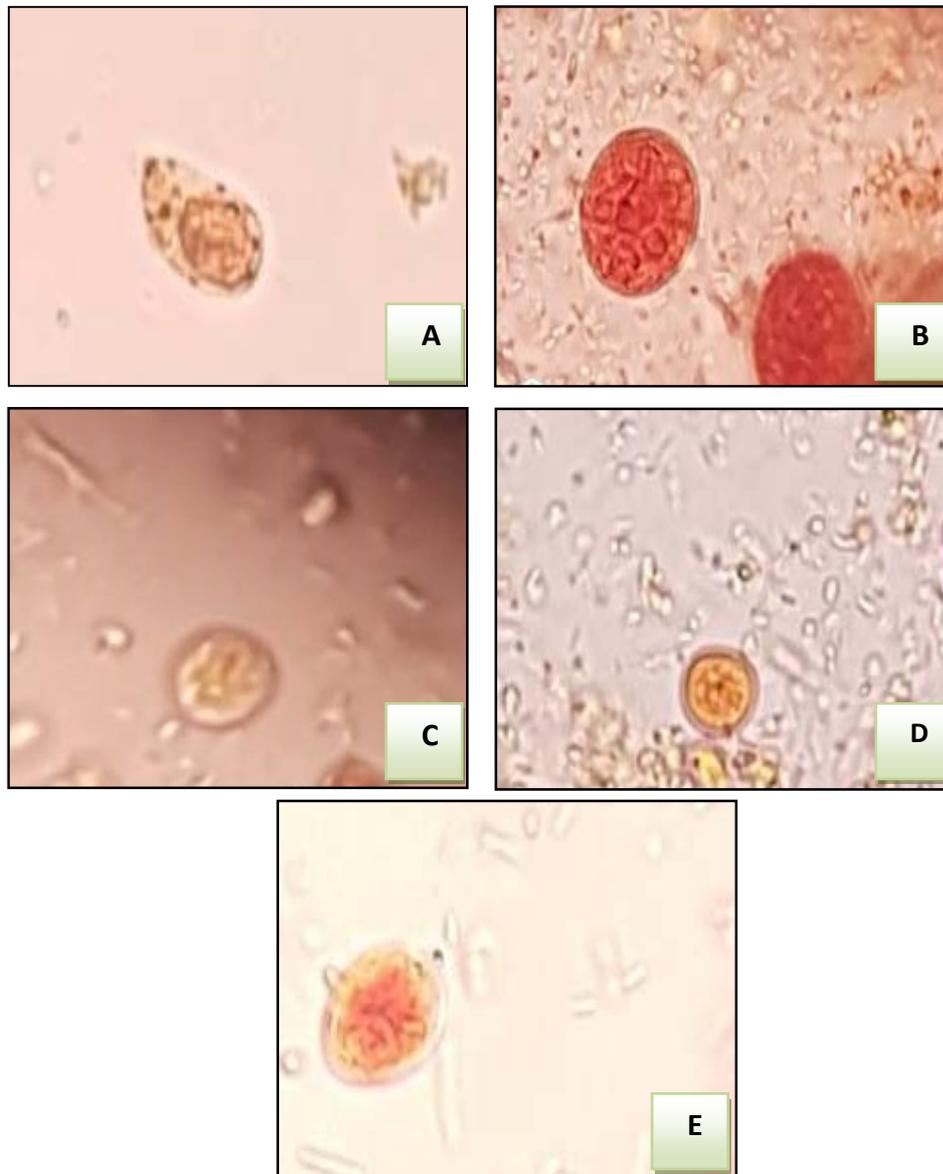
28 parasites appartenant à 6 espèces différentes ont été retrouvés dans 18 selles positives. Les Blastocystea ont été mis en évidence avec 62,96%, suivis des Zoomastigophora avec un taux de 18,51% et en dernier, les lobosea avec un taux de 14,81% (Tableau 9).

L'espèce parasitaire la plus fréquemment retrouvée est *Blastocystis* spp (64,28%) (Voir figure 21A), suivie par *Dientamoeba fragilis* (6,66%), (voir figure 21C) alors que trois espèces d'amibes ont été retrouvées : et *Endolimax nanus* (3,33%), (voir figure 21D), *Entamoeba hartmanni* (3,33%), *Entamoeba coli* (1,66%), (voir figure 21B).

La deuxième espèce de flagellés a été identifiée, il s'agit de *Giardia intestinalis* avec un taux de (1,66%), (voir figure 21E).

Tableau 9 : la Répartition des parasites selon la taxonomie et le stade parasitaire diagnostiqué.

	Taux (%)	Classe	Taux(%)	Espèces	Fréquence (%)	Stade parasitaire retrouvé		
						Forme Kystique	Forme végétative	Forme vacuolaire
Protozoaire	100%	Lobosea	17,85	<i>E.coli</i>	1.66	1	0	-
				<i>E.nanus</i>	3.33	2	0	-
				<i>E.hartmanni</i>	3.33	2	-	-
		Blastocystea	64,28	<i>Blastocystis sp</i>	30	-	-	18
				Zoomastigophora	17,85	<i>D.fragilis</i>	6.66	-
		<i>G.intestinalis</i>	1.66			1	0	-



**Figure 21 : Les différentes espèces de protozoaires retrouvées dans l'EPS
(photos personnelles 2018).**

A : Forme vacuolaire de *Blastocystis sp*, B : kyste d'*Entamoeba Coli*, C : Forme végétative de *Dientamoeba fragilis*, D : Kyste d'*Endolimax nanus*, E : Kyste de *Giardia intestinalis* (Coloration au Lugol (G 40 X10).

6- Répartition des espèces selon leur pathogénicité

Les 28 espèces retrouvées sont représentées par 1 seule espèce pathogène *Giardia intestinalis* (1), 2 espèces potentiellement pathogènes *Blastocystis sp* (18), *Dientamoeba fragilis* (4), et 3 espèces non pathogènes *Endolimax nanus* (2), *Entamoeba hartmanni* (2), *Entamoeba coli* (1) (Tableau 10).

Tableau 10 : Espèces parasitaires selon leur pathogénicité .

Espèces parasitaire		Nombre	Fréquence%	
Pathogène	<i>Giardia intestinalis</i>	1	1,66	1,66%
Potentiellement pathogène	<i>Blastocystis sp</i>	18	30	36,66%
	<i>Dientamoeba fragilis</i>	4	6,66	
Non pathogène	<i>Endolimax nanus</i>	2	3,33	8,32%
	<i>Entamoeba coli</i>	1	1,66	
	<i>Entamoeba hartmanni</i>	2	3,33	
Total		28		

7 - Répartition des parasites selon le sexe des patients.

L'analyse des résultats (voir figure 22) montre que le sexe masculin présente un parasitisme pour les différentes espèces, par contre chez le sexe féminin absence d'*Endolimax nanus*, *Entamoeba hartmanni*, *Entamoeba coli*, *Giardia intestinalis*, avec un taux élevé de *Blastocystis sp* chez les deux sexes.

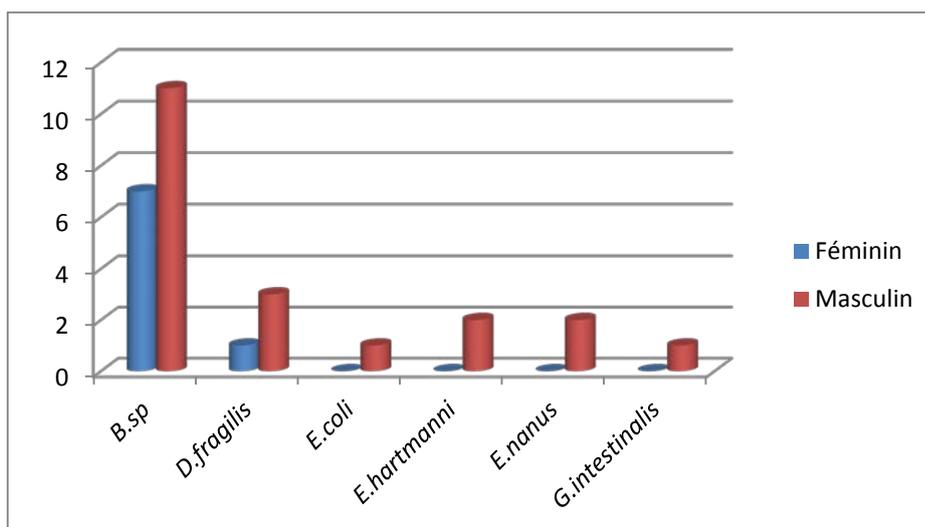


Fig. 22 : Répartition des parasites selon le sexe des patients.

8- Répartition des parasites selon la tranche d'âge des patients.

D'après les résultats (Tableau 11), le parasite le plus fréquent est *Blastocystis sp*, il touche les différentes tranches d'âge sans différence significative (p de Fisher = 0,51).

Tableau 11: Répartition des parasites selon la tranche d'âge des patients.

Espèces	Tranches d'âge					
	[19-29]	[30-39]	[40-49]	[50-59]	[60-69]	[70-79]
<i>Blastocystis sp</i>	2	3	5	4	2	2
<i>Giardia intestinalis</i>	0	0	0	0	1	0
<i>Dientamoeba fragilis</i>	1	1	1	1	0	0
<i>Endolimax nanus</i>	0	0	2	0	0	0
<i>Entamoeba coli</i>	0	0	0	0	0	1
<i>Entamoeba hartmanni</i>	0	0	2	0	0	0

9-Nombre des parasites par selle.

Sur les 19 examens parasitologiques des selles positifs, 10 l'étaient avec 1 seul parasite et 7 présentaient 2 espèces différentes et 1 avec 3 espèces parasitaires (voir figure 23).

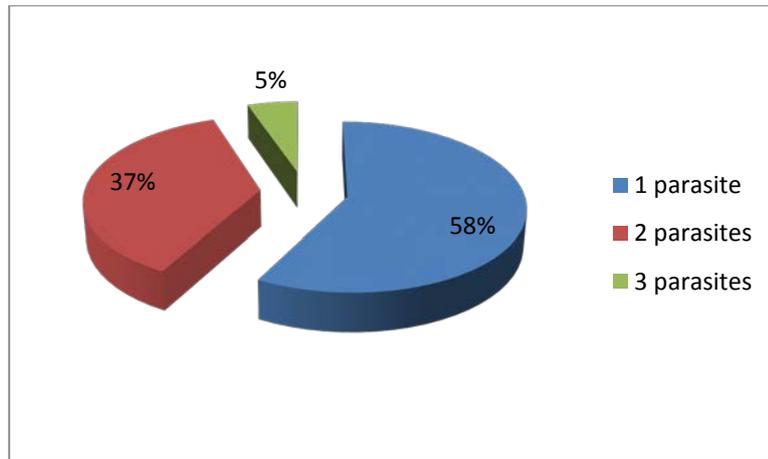


Fig. 23: Nombre des parasites par selle.

10 - types d'associations observées

Sur 7 selles bi-parasitées, quatre types d'associations parasitaires ont été observées (voir figure 24) :

- 3 fois *Blastocystis sp* + *Dientamoeba fragilis*.
- 1 fois *Blastocystis sp* + *Endolimax nanus*.
- 1 fois *Blastocystis sp* + *Entamoeba coli*.
- 1 fois *Blastocystis sp* + *Giardia intestinalis*.
- 1 fois *Blastocystis sp* + *Entamoeba hartmanni*

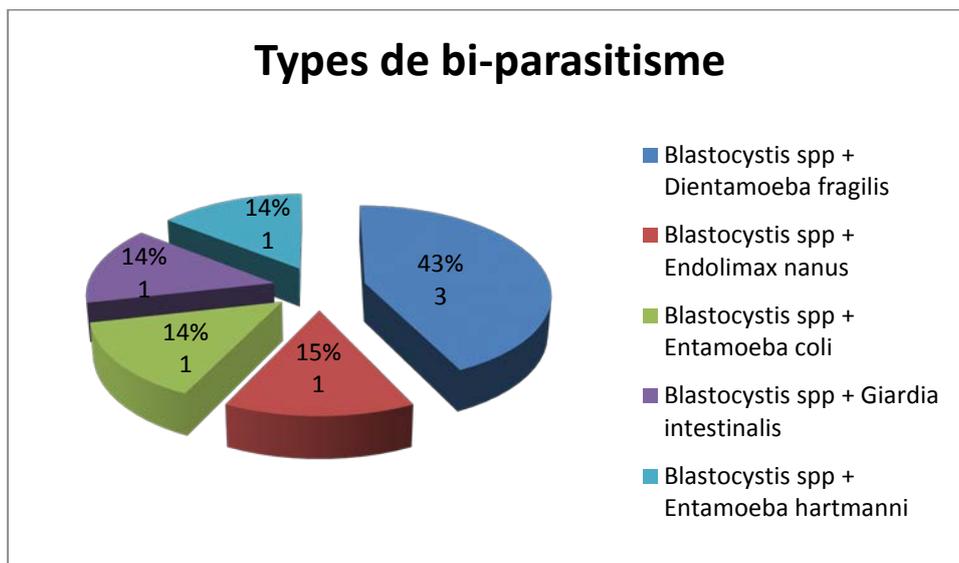


Fig. 24 : différents types d'association parasitaire bi-parasitisme.

Un seul sujet présentait 3 parasites par selle.

- *Endolimax nanus* + *Dientamoeba fragilis* + *Giardia intestinalis*.

11- Symptomatologie associée aux espèces parasitaires

En analysant la symptomatologie en fonction des parasites retrouvés chez les patients. (Tableau 12).

La symptomatologie clinique la plus souvent associée à la présence de parasites dans les selles est représentée par Le ballonnement abdominal et à un degré moindre l’amaigrissement

Par ailleurs *Blastocystis sp* est le parasite qui était le plus souvent associé à une symptomatologie digestive.

A noter qu’aucun signe clinique digestif n’a été associé à la présence de *Giardia intestinalis* seul parasite pathogène certain.

Tableau 12 : Symptomatologie associés aux espèces parasitaires.

Espèces Symptômes	<i>B.sp</i>	<i>B.sp + D.fragilis</i>	<i>B.sp + E.coli</i>	<i>B.sp + E.nanus</i>	<i>B.sp + G.intestinalis</i>	<i>E.hartmanni + E.nanus + D.fragilis</i>	Total
Nombre	18	4	1	2	1	2	
Douleurs abdominales	3	1	0	0	0	1	4
Diarrhée	3	0	0	0	0	1	4
Nausées	3	1	0	0	0	0	4
Vomissement	2	3	0	0	0	1	6
Ballonnement abdominal	5	3	1	0	0	1	10
Amaigrissement	6	2	0	0	0	1	9

12-La présence de sang dans les selles selon le motif d’hospitalisation

Sur les 60 patients de notre étude, 21 avaient une technique de Kastle –Meyer positive (35%). Alors que le sang à été retrouvé dans la selle de 31% des sujets à hépatite et 28,57% des cirrhotiques. (Tableau 13).

Tableau 13 : La présence de sang dans les selles selon le motif d'hospitalisation.

Motif d'hospitalisation	Nombre des patients Examinés	Présence de sang
Cirrhose	21	6
Hépatite (A, B, C, AI)	16	5
Cholangio pancréatite	5	2
Greffe hépatique	5	2
Polykystose hépatique	2	2
Tumeur du foie	2	2
Cavernome porte	3	1
Sténose biliaire	4	1
Angiocolite	1	0
Kyste hydatique du foie	1	0
Total	60	21

13-Recherche de parasites opportunistes

La recherche des parasites opportunistes s'est faite par la coloration de Ziehl-Neelsen à la recherche des *Cryptosporidium sp* et la coloration de Trichrome de GOMORI modifié Weber à la recherche des Microsporidies. Tous les résultats sont négatifs.

14- Résultat de la Recherche de copro-antigènes *d'Entamoeba histolytica* par « ELISA »

La technique a été faite systématiquement pour tous nos malades à la recherche de copro-antigènes *d'Entamoeba histolytica*. Aucun résultat positif n'a été trouvé (0%).

Discussion globale :

Notre étude s'est déroulée au laboratoire de parasitologie et mycologie du CHU-Mustapha d'Alger sur une période de trois mois allant du 14 février au 7 Mai 2018, et a concerné des malades hospitalisés dans le service Hépatologie du CHU-Mustapha d'Alger.

Nous avons pratiqué pour 60 patients, 60 examens parasitologique des selles, comportant :

- Un examen macroscopique.
- Un examen microscopique.
- Une recherche systématiquement immuno-enzymatique de Copro-antigènes d'*Entamoeba histolytica* (ELISA).
- Une recherche de sang dans les selles (Kastle-Meyer).

Chaque examen microscopique à comporté :

- Un examen à l'état frais et au Lugol.
- Un examen après technique de concentration :
 - la technique de Ritchie simplifiée pour la recherche de Kystes de protozoaires.
 - la technique de KATO ou de Willis pour la recherche des œufs d'helminthes.
- Un examen après coloration :
 - coloration Trichrome de Wheatley
 - coloration spécifique Ziehl-Neelsen pour la recherche des oocystes des coccidies.
 - coloration de Gomori modifiée par Weber pour la recherche des microsporidies.

L'analyse de résultats nous montre que La fréquence du parasitisme chez les malades étudiés est de 31,67%, IC⁹⁵ [20,26%-44,96%], soit 19 cas positifs sur un total de 60. Ce taux est quasi similaire à ceux retrouvés chez les malades hospitalisés au service de Gastro-entérologie du CHU-Mustapha en 2015 (BELKADI. et BOUKERT., 2015) (26,67%, $p = 0,3$).

Il est également sans différence avec le taux retrouvé pour les selles examinées (Externes et hospitalisés) au laboratoire de parasitologie et mycologie de CHU-Mustapha d'Alger durant l'année 2000 (DAHMANE, et CHAOUCH, 2000) (28,39%, $p = 0,51$), et celui de la population examinée durant l'année 2012 au laboratoire parasitologie et mycologie de CHU-Mustapha d'Alger. (CHEHBOUB, 2012) (30,12%, $p = 0,78$)

Nous n'avons pas retrouvé de différence du taux de parasitisme entre les deux sexes. 25,93% pour le sexe féminin contre 36,36% pour le sexe masculin ($p = 0,38$) à l'instar des travaux en 2017 (Belkacimi, et Haouchine, 2017). Alors que l'étude réalisée par Belkadi, et Boukert en 2015 trouvée que les sujets de sexe féminin sont plus parasités que les sujets de sexe masculin (36% contre 17%, $p = 0,007$).

L'âge des patients de notre échantillon varie entre 19 et 75 ans, avec une moyenne de 46,83 ans et la médiane de 47. Nos résultats montrent que le parasitisme touche toutes les tranches d'âge sans différence statistiquement significative ($P = 0,21$) (22 à 75 ans, avec une moyenne de 51 ans et la médiane de 48).

Dans notre échantillon dans les catégories les plus représentées, 28% (6 / 21) des sujets hospitalisés pour cirrhose ont un examen parasitologie des selles positifs et 25% (4 / 16) de sujets hospitalisés pour hépatites sont positifs.

La totalité des parasites retrouvés appartient aux protozoaires, avec absence totale d'helminthes. Nos résultats rejoignent les résultats d'une étude menée à l'hôpital de CHU Mustapha en 2015 (Belkadi, et Boukert), avec un taux d'infestation globale à protozoaires de 100%, aussi à Oran en 2013 (Benouis, A. et al), et dans la région de Sfax (Tunisie) en 2009 (Cheikhrouhou et al.) avec un taux (96,5%).

Ce constat rejoint la tendance globale du parasitisme constaté au sein du laboratoire de parasitologie et mycologie du CHU-Mustapha d'Alger, qui draine surtout une population algéroise. En effet, les études observent au fil des années, hormis l'oxyurose, une tendance à la baisse des helminthoses, particulièrement l'ascaridiose, la trichocephalose voire l'hyménolepidose, 3,61% (Achir, et al., 2002) et 1,6% (Achir, et al., 2006) d'infestation à helminthes.

Cette baisse des helminthoses peut être expliquée par l'amélioration de l'assainissement des eaux usées, un meilleur contrôle de l'utilisation de ces eaux pour l'irrigation (traitement et contrôle parasitologique) et enfin une meilleure disponibilité de l'eau de boisson.

La majorité des protozoaires retrouvés appartient à la classe de Blastocystea, dont *Blastocystis sp* occupe la première place avec un taux de 30%, et *Dientamoeba fragilis* appartenant à la classe de Zoomastigophora occupe la deuxième place avec un taux de 6,66%. Ces deux parasites sont les plus fréquemment retrouvés dans la population générale en pratique quotidienne de coprologie parasitaire à l'instar de l'étude de 2012 où les auteurs retrouvent

Blastocystis sp à 12,8% et *Dientamoeba fragilis* à 8,32% (Chehboub, et al., 2013). Ces deux espèces sont d'ailleurs souvent associées entre elle d'une part et au syndrome du colon irritable d'autre part. (Pinel, et al. 1999).

Dans notre étude nous avons retrouvé une seule espèce pathogène *Giardia intestinalis* (1,66%). Deux espèces potentiellement pathogènes *Blastocystis sp* (30%), et *Dientamoeba fragilis* (6,66%), et 3 espèces non pathogènes représentées par *Endolimax nanus* (3,33%), *Entamoeba hartmanni* (3,33%), *Entamoeba coli* (1,66%), ces trois parasites étant non pathogènes, mais reflètent la mauvaise hygiène alimentaire de leurs porteurs.

Au cours de notre étude, nous avons noté des associations parasitaires à 8 reprises dont la plus fréquente est celle du *Blastocystis sp* et *Dientamoeba fragilis* ; association également rapportée par Chehboub et al., en 2013 et laissant supposer que ces deux parasites ont le même mode de transmission.

Blastocystis sp est présent aussi bien chez les sujets symptomatiques qu'asymptomatiques (Souppart et al., 2009), ce qui pourrait s'expliquer par l'existence de 09 génotypes qui ont été isolés grâce à la biologie moléculaire (ST1 à ST9). Certains génotypes seraient pathogènes, et d'autres non (Roussel, 2012).

Dans notre étude, La symptomatologie clinique la plus souvent associée à la présence de parasites dans les selles est représentée par Le ballonnement abdominal et à un degré moindre l'amaigrissement.

Les signes cliniques les plus fréquemment rapportés chez les porteurs des deux parasites sont : douleur abdominale, flatulence, nausée, constipation, diarrhée. (Chehboub et al., 2013).

Par ailleurs *Blastocystis sp* est le parasite qui était le plus souvent associé à une symptomatologie digestive.

A noter qu'aucun signe clinique digestif n'a été associé à la présence de *Giardia intestinalis* seul parasite pathogène certain.

Il est à signaler que sur les 19 sujets à examen parasitologique positif, 18 ont bénéficié d'un traitement médical car ayant présenté soit une espèce pathogène soit une espèce potentiellement pathogène. Les contrôles post thérapeutiques n'ont pas pu être réalisés, les malades n'étaient plus hospitalisés en fin de traitement.

La technique de Kastle-Meyer a été faite systématiquement pour tous nos malades pour la recherche de sang dans les selles. Elle a été positive chez 21 sujets (35%). En effet les malades hépatiques telles que Cirrhose, entraîne une augmentation de la pression des veines porte donc la formation de varices œsophagiennes après rupture entraînent un saignement.

Une technique immunoenzymatique type « ELISA » très sensible et spécifique à la recherche de copro antigènes d'*Entamoeba histolytica* (responsable de l'amibiase intestinale) a été faite systématiquement pour tous nos malades. Aucun résultat positif n'a été trouvé.

Beaucoup d'affections hépatiques entraînent un état d'immunodépression (Cirrhose, Tumeur hépatique sous traitement...). Nous avons pratiqué d'une manière systématique la recherche des parasites opportunistes (*Cryptosporidium* et microsporidies essentiellement) par des techniques de coloration de Ziehl-Neelsen et de Trichrome de Gomori modifié Weber. Notre recherche s'est avérée négative.

Conclusion

Les parasitoses intestinales humaines demeurent un problème de santé non négligeable, toutes les catégories peuvent être touchées par ces parasitoses surtout les sujets présentant un système immunitaire fragilisé.

Le service d'hépatologie du CHU Mustapha d'Alger draine le plus souvent des malades à pathologie lourde avec un affaiblissement de leur système immunitaire. Nous avons voulu, à travers notre travail, connaître la prévalence des parasitoses intestinales chez cette catégorie de patients, et d'en étudier les particularités clinico-épidémiologiques.

Nous avons donc réalisé cette étude au niveau du centre hospitalier universitaire Mustapha d'Alger, au sein du laboratoire de Parasitologie et Mycologie durant une période de trois mois allant du 14 février au 7 Mai 2018.

Nos résultats sont les suivants :

- Un taux de positivité globale de 31,67%, IC⁹⁵ [20,26%-44,96%].
- Il n'y a pas de différence de parasitisme entre hommes et femmes.
- Toutes les tranches d'âges sont également touchées.
- 28% de sujets hospitalisés pour cirrhose ont un examen parasitologique de selles positives et 25% des sujets hospitalisés pour hépatites sont positifs.
- L'espèce la plus retrouvée est le *Blastocystis sp.*
- 8 associations parasitaires ont été retrouvées, majoritairement représentées par *Blastocystis sp* et *Dientamoeba fragilis*.
- Aucune espèce d'helminthe n'a été retrouvée.
- La symptomatologie clinique la plus souvent associée à la présence de parasites sont : Le ballonnement abdominal et à un degré moindre l'amaigrissement.
- Tous les résultats sont négatifs pour les parasites opportunistes.
- Absence totale d'*Entamoeba histolytica*
- Nous avons noté la présence de sang dans les selles chez 35% de notre population d'étude, surtout chez les sujets à hépatite et cirrhotiques.

L'étude comparative du parasitisme chez les malades hospitalisés en hépatologie avec les malades du service de Gastro-entérologie, ou même des sujets adressés au laboratoire de parasitologie-mycologie du CHU Mustapha toute pathologie confondue, ne montre pas de différence épidémiologique (taux de positivité global, âge, sexe, espèces parasitaires,)

Conclusion

Ce même profil épidémiologique entraîne une recommandation des mêmes mesures préventives avec notamment une sensibilisation en insistant sur l'hygiène fécale. Le bon entretien des sanitaires plus particulier et le traitement convenable des eaux et des aliments destinés à la consommation pour lutter contre ces parasitoses restent l'arme la plus efficace.

Cette lutte passe par

- Une bonne hygiène fécale.
- Un lavage et désinfection des crudités avant de les consommer.
- L'assainissement général dans les quartiers et les lieux publics des communes.

Références bibliographiques

- Achir, I., Kaddouri, H., Reffes, D., Zait, H., Hamrioui, B. 2000-** Les parasitoses du tube digestif au laboratoire de parasitologie au CHU Mustapha. Société Algérienne de parasitologie et mycologie médicales.
- Achir, I., Kaddouri, H., Reffes, D., Zait, H., Hamrioui, B. 2000-** Les parasitoses du tube digestif au laboratoire de parasitologie au CHU Mustapha, étude rétrospective sur 4 ans (2003-2006). Société Algérienne de parasitologie et mycologie médicales.
- Agence Nationale d'Accréditation et d'Evaluation en Santé (ANAES), 2003-** Indications des examens de selle chez l'adulte. Gastroenterol Clin Biol. Masson : Pris. 27 : 627-642.
- Association française des enseignants de parasitologie et mycologie (ANOFEL), 2014-** Polycopie national, parasitologie médicale : Généralités et définitions. Université médicale virtuelle francophonée.411p.
- Aubry, P., 2014-** Parasitologie digestives dues a des nématodes. Med tropicale. 12p.
- Bailenger,J.1973-**Coprologie parasitaire et fonctionnelle. Ed Drouillard.361p.
- Barratt, J., Harkness, J., Mariotte, D., Ellis, JT, Stark D., 2011-** A review of Dientamoeba fragilis carriage in humans : Several reasons why this organism should be considered in the diagnosis of gastrointestinal illness ; Gut Microbes. 2: 3-12.
- Belkacimi, M. et Haouchine, I., 2017-**parasitoses intestinales chez des enfants de deux établissements scolaires : Ecole primaire Ibn Bdis (Bordj el Kiffan) et CEM 2
- Belkadi, A. et Boukert, N., 2015-**Etude des parasites intestinaux chez les malades hospitalisés dans le service gastro-entérologie au CHU-Mustapha d'Alger. Mémoire de fin d'étude.
- Belkaid,M.,1992.-**Guide pratique du laboratoire de parasitologie. Tome 1 : Examen direct. OPU Alger. 211p.
- Benouis, A., Bekkouche, A., Benmansour, Z., 2013-**Enquête épidémiologique des parasitoses intestinales humaines au niveau du CHU d'Oran (Algérie) : International journal of innovation and appliedstudies, ISSN 20286-9324. Vol.2 (4) : 613-620.
- Benzalim, M., 2010-** Dépistage des parasites intestinaux chez les enfants consultant a l'hôpital de jour de pédiatrie au CHU- Med VI à Marrakech. Thèse
- Biroulet., 2008-** Helminthes et maladies inflammatoire chronique intestinales. Gastroentérologie clinique et biologique, Elsevier Masson SAS.32, 1064-1074.
- Bourée, P., 2011-** Parasitoses intestinales infantiles. EMC (Elsevier Masson Sas, Paris). Pédiatrei 4-015 : 1-10.

Références bibliographiques

- Bourrée, P., 2013-** parasitoses intestinal infantile: Journal de pédiatrie et de puériculture.26 : 268-278.
- Bronstein, JA ., Klotz, F-** Cestodoses larvaire .EMC (Elsevier SAS, Paris), Maladies infectieuses, 8-511-A-12,2005.
- Buffaz, C., Hodille, H., Jourday, Y., Louvrier, C., Marijon, A.2014-**Parasitologie et Mycologie Médical pratique. Paris Deboeck. 248p. ISBN : 978-2-8041-8174-1.
- Burrows et Swerdlow, M., 1956-**Enterobius Vermicularis as a Probable Vector of *Dientamoeba Fragilis*. Trop. Med. 5(2):258-265.
- Carmena, D., 2010-** Waterbrone transmission of *Cryptosporidium* and Giardia : Detection, surveillance and implication for public health. Current Research, Technology and Education Topics in Applied Microbiology and Microbial Biotechnology. Vol(1).1-788.
- Chehboub, S.M., 2012-**Fréquence de *Dientamoeba fragilis* au laboratoire de parasitologie-mycologie du CHU Mustapha d'Alger. Aspects diagnostiques et épidémiologiques. Mémoire de Fin de résidant en parasitologie-mycologie médicales.
- Chehboub, S.M., et al., 2012-** parasites intestinaux : Diagnostique au laboratoire de parasitologie et mycologie CHU-Mustapha. Poster entretiens CHU-Mustapha Mai 2013.
- Cheikhrouhou , F., Trabelsi, H., Sellami, H., Makni, F., Ayadi, A ., 2009-**Parasitoses intestinales dans la région de Sfax (sud tunisien): études retrospective. Rev.Tum.Infectiol. 3(2) : 14-18.
- Crucitti., Abdellati, S., Ross, D., Changelucha, L., Van Dyck, E., Buve, A., 2004-** Detection of *pentatrichomonas hominis* DNA in biological specimens by PCR. Lett. Appl. Microbiol. 38:510-516.
- Dahmane, S. et Chaouche, H., 2000-**Fréquence des parasites intestinaux retrouvés au niveau du laboratoire de parasitologie-mycologie au CHU-Mustapha d'Alger. Mémoire de fin d'étude.
- Debievre. C et al. Mai 2002-**Diagnostique histopathologique des parasitoses et mycoses .Paris : Elsevier,;224 p.
- Djenaoui, M., 1993-** Contribution au développement des techniques d'identification des protozoaires intestinaux en milieu hospitalier, Mémoire d'ingénieur d'état en génie biologique. Université des Science et Technologies Houari Boumedienne. 75p.
- Dupouy-Camet, J., Yera, H., Poirier, P-** Classification et mode de transmission des parasites. EMC- Maladies infectieuses 2015 ; 12(3) :1-12.

Références bibliographiques

- Durand, F. Brenier-Pinchart, Mp. Pelloux, H. 2005**-Parasitoses digestives : Lambliaise, taeniasis, ascaridiose, oxyurose, amibiase, hydatidose. Corpus médical- faculté de médecine de grenoble.100p.
- Fall, D., 2006**-Prévalence du paludisme et des parasitoses intestinales au niveau Du centre de sante Nabil Choucir De la patte d'oie builders, Dakar. Thèse de doctorat : Pharmacie. Université cheikh Anta Diop. 112p.
- Faye, O., N'Dir, O., Gaye, O., Dieng, TH., Bah, IB**-Giardiasis among child Morbidity risk factors in Dakar urban environment. Med Afr Noire 1997; 44: 531-535.
- Ghazanchaei, A., Shargh, S., Shabani, M., Najafi, M., Nourazarian, S-M., 2012**- Detection of *Dientamoeba fragilis* in patients referred to Chaloos Medical Care Centres by nested – polymerase chain reaction (PCR) methode. African Journal of Biotechnology. ISSN 1684-5315. Vol 11(17) : 4079-4082.
- Glovan, J., 1983**- Eléments de parasitologie médicale. Ed Flammarion. Paris. 245p.
- Gobert, G-J., Favennec, L., Magne, D., Chochillon, C. Gargala, G., 2006**-Infection intestinales humaines à *Giardia duodenalis*. Elsevier SAS. 8(515) :1-10.
- Guillaume, V. 2007**- parasitologie, fiche pratique. Ed Deboeck Bruxelles. ISBN 978 - 2-8041- 5038 – 9. 183 p.
- Jacquemin. P, Jacquemin. J-L, 1974** – Abrégé de parasitologie clinique, Edition Masson, 4 – 133.
- John spicer, 2003**- Pratique clinique et bactériologie, mycologie et parasitologie. Paris : Flammarion Médecine science: 219p.
- Khiati, M., 2011**- Maladie infectieuse est parasitaires, Edition OPU, 189 p.
- Kostoingue, B., Tidjani, MT., Mbaideji, F., Alio, HM**-Prevalence of intestinal parasitosis in children from 0 to 5 years old in N'Djamena Town. Med Afr Noire 2002; 49: 533-536.
- Kremer, M.Et Molet, B. 1975**-Intérêt de la technique de Kato en coprologie parasitaire. Ann. Soc. Belge Méd.Trop (France). 55,5, 427-430.
- L'her, P-** About a case of hepatic amoebiasis among French soldier in Bosnia. Bull Soc Pathol Exot 2005; 98: 153-167.
- Laclotte, C., Oussalah, A., Rey, P., Bensenane, N., Pluvinage, J., Chevaux , B., Trouilloud, I., Serre, A., Boucekkine, T., Bigard, M-A., Peyrin- Biroulet.,2008**- Helminthes et maladies inflammatoire chroniques intestinales. Gastroentérologie clinique et biologique, Elsevier Masson SAS.32,1064-1074.

Références bibliographiques

- Lagace-Wiens, P., Van Caesele, P., Koschik, C., 2006-***Dientamoeba fragilis* : an emerging role in intestinal disease. C.M.A.J. 175(5) : 468-469.
- Lariviere, M., 1987-**Parasitologie médicale : Ed Elips, Paris, 239p.
- Lorgeril, M., 2011-** Infection a *blastocystis hominis* : épidémiologie, physiopathologie, contrôle. Thèse pour le diplôme d'état de docteur en pharmacie. Université de limoges faculté de pharmacie.86p.
- Magne, D., Chochillon, C., Savel., Gobert, JC., 1997-** Giardiose a *giardia intestinalis* et autres flagelloses intestinales. Encyc Med Chir Elsevier. 9(62) : 1-50., 9p.
- Mellah, S., Benaniba, S, 2003-** Contribution à l'étude des examens bactériologiques et parasitologique des selles. Mémoire de fin d'étude en vue de l'obtention du diplôme des études appliquées : 82p.
- Mineno, T., Avery, MA-** Giardiasis : recent progress in chemotherapy and drug development.Curr Pharm Design 2003; 9:841-855.
- Morin, Y., 2004-**Dictionnaire médicale, Edition Larousse, 1219 p.
- Moulinier, C., 2003-** parasitologie et mycologie médicale : Elément de morphologie et de biologie et de biologie. Ed Lavoisier. Paris. 796p.
- Nechadi, D., Mezerreg, D.1999-** Les parasites du tube digestif chez les écoliers de l'établissement « Mouloud Feraouan » Bourouba-Alger.Mémoire de D.E.U.A : parasitologie.ALGER, USTHB.71pages.
- Nicolas, B., 2011-** Diagnostique sérologique de l'amibiase à *Entamoeba histolytica* : validation d'un nouveau test Elisa au CHU de Grenoble. Thèse doctorat en pharmacie, université Joseph Fourier, faculté de pharmacie de Grenoble, 83p.
- Nosais (J-P), Darty, A., Danis, M., Boudon, C, 1996-** Traitement de parasitologie médical. Paris : édition paradel, 817p.
- Nozais, P.J., 1998-** Maladies parasitaires et péril fécal : les maladies dues aux helminthes.7p.
- OMS -**Importance des parasitoses intestinales en santé publique. Bull OMS 66 : 23-24 (1988).
- OMS –** lutte contre les parasitoses intestinales.OMS Genève : 1987. Rapport n°749.
- Pelloux, H., Brenier-Pinchart, MP., Maubon, D., 2011-** Polycopie parasitologie et mycologie. Université Josephe Ourier(DCEM), 79p.
- Petithory, JC., 1998-**Amibes et flagellés intestinaux, amibes oculaires : leur diagnostic microscopique. Cahier de formation biologie médicale, 255p.

Références bibliographiques

- Philippe, G., Idzi, P., Jacobs, J. 2008.** Parasitologie Humaine tropicale (Notes pratique). 138pages. 2008
- Pinel, C., Réjasse, C., Picot, S., Brenier-Pinchart, M.P., Grillot, R., Ambroise-Thomas, P., 1999-***Blastocystis hominis*: réflexions épidémiologiques et clinique à propos de plus de 3500 examens coprologiques dans le service de parasitologie –mycologie, Hôpital Albert-Michallon, Grenoble. Rev Annales de Biologie Clinique. Vol 57(5). 601-604.
- Raget, T., Killington, R., Nichlin, J., Grame-cook, K., 2000-** L'essentiel en microbiologie. Paris : Berti Edition, 365p.
- Rey, P., Andriamanantena, D., Bredin, C., Klotz, F., 2005 –** Colite parasitaire. EncylMédChir(Elsevier, Paris). 9-062-A-45, 1-9.
- Ripert, C., 1996-**Epidémiologie des maladies parasitaires Tome 1 « Protozoose ». Technique et documentation, 393p.
- Ripert, C., 2003-**Epidémiologie des maladies parasitaires Tome 3. ED Médicales Internationales. 440p.
- Rohingam, D., 2008-**Fréquences des parasitoses intestinales à la société de l'analyse biomédicale de guinée (SOLABGUI) laboratoire. Thèse fin de cycle : Gradueen science biomédicales.32p.
- Roussel, M., 2012-**Séquençage du génome du parasite intestinal *Blastocystis sp. (st7)* : vers une meilleure compréhension des capacités métabolique d'organites apparentes aux mitochondries chez ce microorganisme anaérobie. Agricultural science. Université blaise pascal-ferrand ii. Franch. 380p.
- Rousset, J-J., 1993-** Coproparasitologie pratique : intérêt et méthodologie : Notions sur les parasites du tube digestif. Edestem. paris.256p.
- Saghrouni, F., 2010.** Flagelles intestinaux.
- Souppart, L., Sancier, G., Cian, A., Wawrzyniak, I., Delbac, F., Capron, M., Dei-Cas, E., Dogruman-AI, F., Dagci, H., Yoshikawa, H., Kurt, O., and Demirel, M. 2009-**A possible link between subtype 2 and asymptomatic infection of *Blastosycytic hominis*. Parasitol Res 103:685-689.
- Stanley, SI., 2003-**Amoebiasis. Lancet. 361, 1025-34.
- Wery, M., 1995-** Protozoologie médicale. Bruxelles : Deboeck collection université francophone. 276p.

Références bibliographiques

Wery, M., Paskoff, S., 1995- Protozoaire flagellés : Retortamonadida, Diplomonadida, Trichomonadida et Mastigamoebida parasites du tube digestif et des cavités naturelles. Protozoologie médicale. 71-81.

World Health Organization. Burden of disease in disability-adjusted life years (DALYs) by cause, sex and mortality in WHO regions. Geneva: WHO 2001.

World Health Organization.-News and activities. *Entamoeba* taxonomy. Bull World Health Organ 1997; 75: 291-293.

Yadollahie, M., Roshanipoor, M., Motallebipoor, SAR. Habibzadeh, F- Giardiasis in a 16-day- old neonate. East Mediter J 2002; 8:189-191.

ANNEXE I

CENTRE HOSPITALO-UNIVERSITAIRE MUSTAPHA Laboratoire de Parasitologie-Mycologie

Pr :

Examen parasitologique d'un prélèvement de selles Fiche de renseignement

Numéro :

Nom : Prénom : Age : Sexe :

Adresse :

Date et heure du prélèvement : N° registre :

Externe Hospitalisé Service : Médecin traitant :

Motif d'hospitalisation ou de consultation

Douleurs abdominales OUI NON

DIARRHEE OUI NON

Date de début de la diarrhée :

Nombre de selles par jour :

Présence de sang : OUI NON

Présence de glaires : OUI NON

Constipation OUI NON

Vomissements OUI NON

Nausées OUI NON

Ballonnement abdominal OUI NON

Amaigrissement OUI NON

Prurit anal OUI NON

Autres

Examens complémentaires

FNS

Autres

Pathologies associées : Crohn RCUH

Autres

Traitement en cours

Résultats : Macroscopie Kastle - Meyer :

Microscopie

Etat frais :

Ritchie :

Kato/Willis :

MIF :

Trichrome :

Autres colorations :

Culture

48h : 4 j 6 j

Autres milieu :

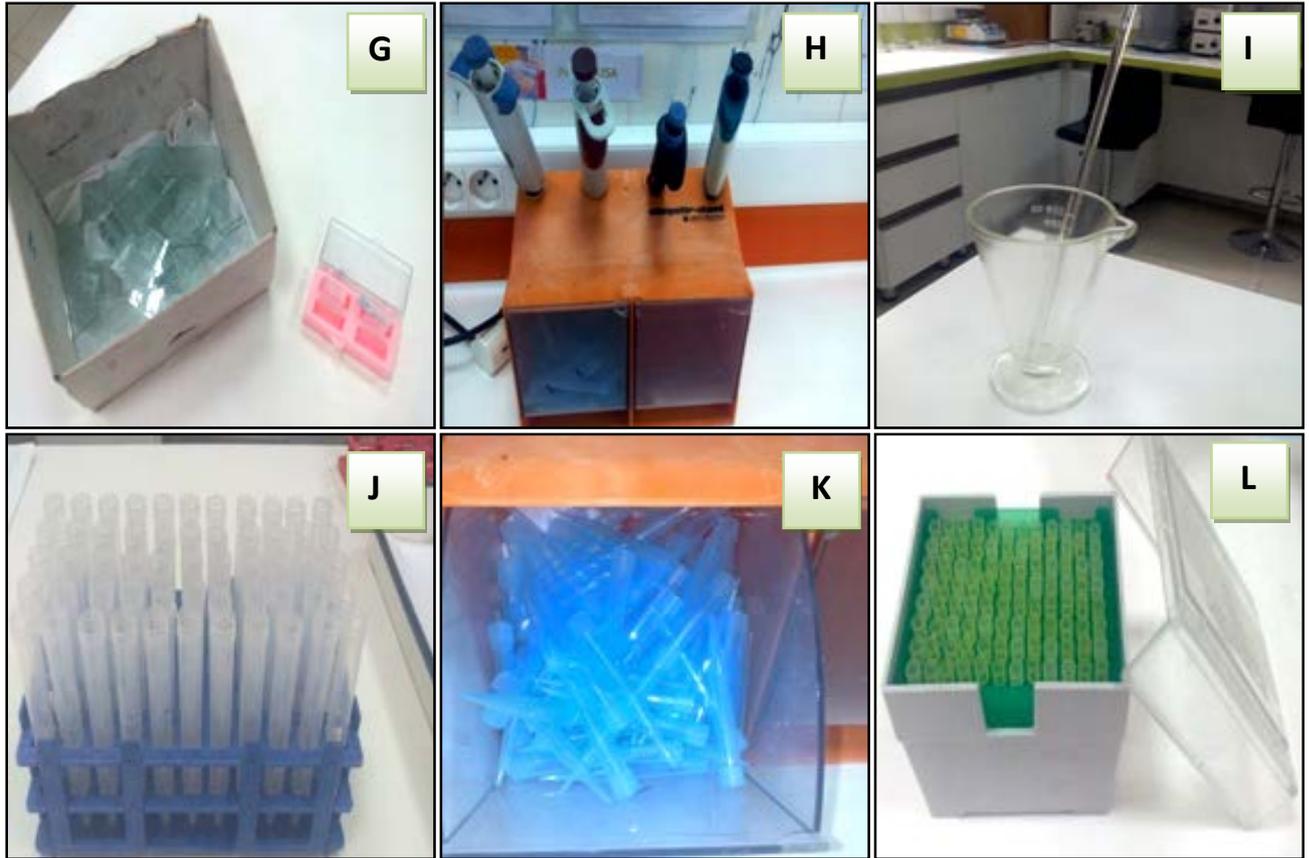
W010

ANNEXE II



- **Les différents matériels utilisés au laboratoire de Parasitologie-Mycologie :**

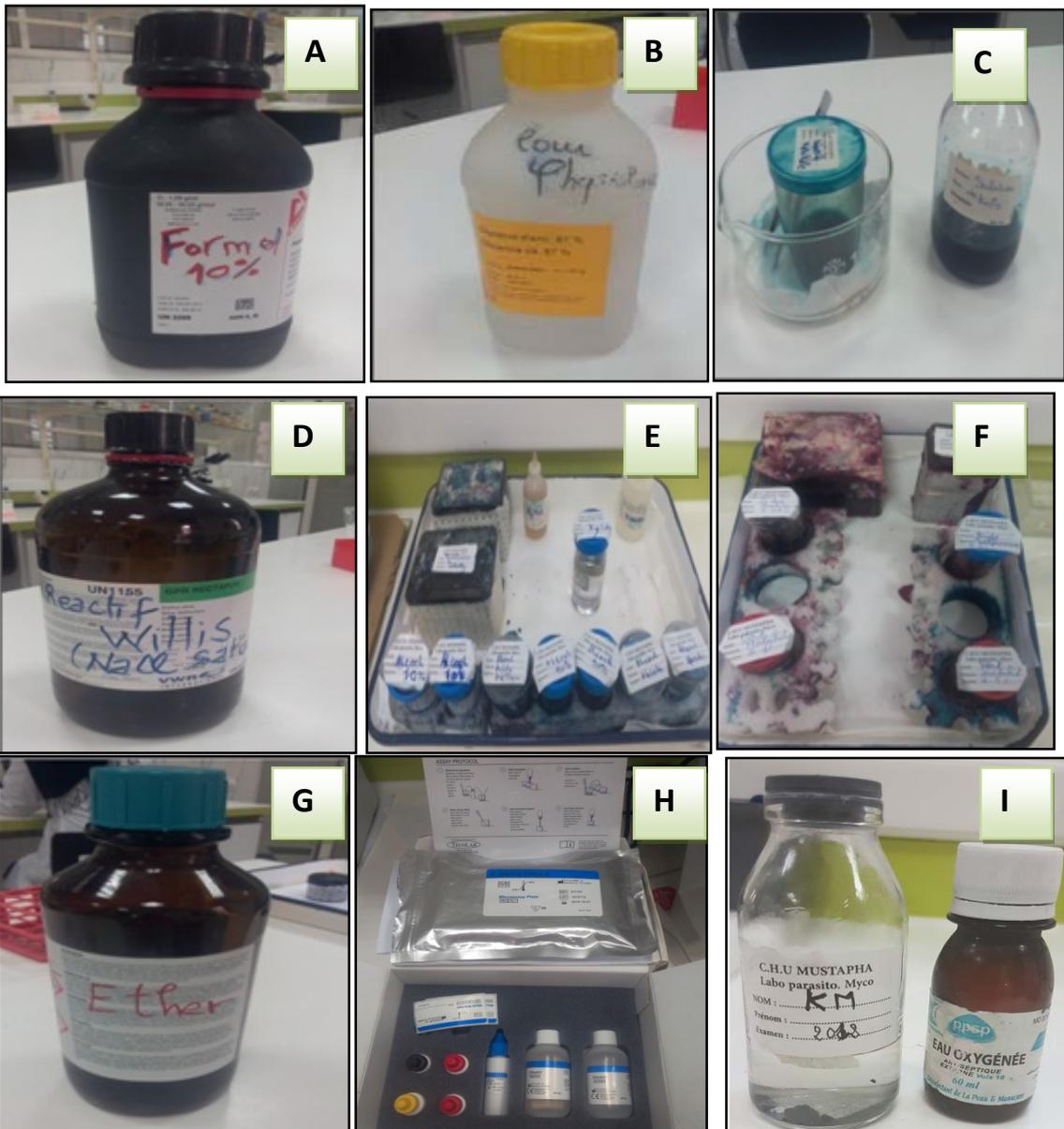
A : Vortex, **B :** Microscope, **C :** Centrifugeuse, **D :** Balance à précision, **E :** plaque chauffante, **F :** Spectrophotomètre.



• **Les différents matériels utilisés au laboratoire de Parasitologie- Mycologie :**

G : lame porte objet et lamelles, **H** : pipettes, **I** : verre à pied et agitateur en verre, **J** : Tube conique, **k** : embouts bleus, **L** : embouts jaunes.

ANNEXE III



Les différents Réactifs utilisés au le laboratoire de Parasitologie-Mycologie :

A : Formol à 10% **B :** Eau physiologique **C :** Bandes de Cellophane trempées dans la solution de KATO **D :** Réactif de Willis **E :** Réactifs utilisés pour la coloration de Trichrome de Wheatley **F :** Réactifs utilisés pour la coloration de Ziehl-Neelsen et coloration de Gomori , **G :** Ether **H :** diethylique trousse pour ELISA **I :** Réactif de Kastle-Meyer.

ANNEXE IV

TRICHROME DE WHEATLEY

Préparation de colorant : Travailler sous la hotte avec des gants de caoutchouc, un masque et des lunettes de protection (Balows, A. et al. 1991).

- Chromotrope 2R.....6g
- Fast green (ou vert de lumière).....1, 5g
- Acide phosphotungstique.....7g
- Acide acétique.....10ml
- Eau distillée.....100ml

La réalisation de la coloration se fait dans des tubes de Borrel toujours fermés, selon les étapes suivantes :

- Alcool à 70% : 1 minute puis égoutter.
- Alcool à 70% : 1 minute puis égoutter.
- Colorant de trichrome : 30 minute puis égoutter la lame.
- Alcool-acide acétique : plonger la lame deux fois puis égoutter.
- Alcool à 95% : plonger la lame une fois puis égoutter.
- Alcool à 95% : plonger la lame 30 secondes puis égoutter.
- Alcool absolu : plonger la lame 1 minute puis égoutter.
- Xylème : plonger la lame 2 à 3 minutes puis égoutté.
- Montage : examiner au microscope à l'immersion (Objectif X100).

ANNEXE V

Préparation de cellophane pour la technique de KATO

1) Préparer le mélangeur suivant :

- Glycérine..... 100 ml
- L'eau distillée..... 100 ml
- Vert de malachite à 3% 1 ml

2) Y laisser séjourner pendant 24 heures des morceaux de papier cellophane de 2 x 3 cm la glycérine éclaircit complètement la préparation les œufs et les coccidies conservent leurs contours et peuvent être facilement reconnus. Par contre les kystes de protozoaires deviennent parfaitement transparent et invisibles (KREMER .M et MOLET.B, 1975).

ANNEXE VI

Préparation de réactif de KASTLE-MEYER

- Phénolphtaléine.....2g.
- Lessive de potasse.....60g.
- Eau.....q.s.p.100ml.

- Porter à ébullition. Projeter progressivement de 10 à 30 g de poudre de zinc jusqu'à ce que la décoloration du liquide rouge se produise en 10 minutes. Filtrer. En mettant un peu de poudre de zinc au fond du flacon, la conservation est excellente.

ANNEXE VII

Fuchsine phéniquée

- Solution A : Fuchsine basique.....150g
Ethanol à 95°1 litre
- Solution B : Eau phéniquée à 5%

SOULUTION DE TRAVAIL : Solution A..... 10ml

Solution B.....90ml

- Laisser reposer le réactif et filtrer avant l'emploi.

Annexes VIII

CENTRE HOSPITALO - UNIVERSITAIRE MUSTAPHA

LABORATOIRE DE PARASITOLOGIE-MYCOLOGIE

EXAMEN PARASITOLOGIQUE D'UN PRÉLÈVEMENT DE SELLES

Nom : Prénom : Age :

Sexe : Externe :

Service : Lit N° : Médecin traitant :

Selle reçue le : N° :

RÉSULTATS :

EXAMEN MACROSCOPIQUE :

EXAMEN MICROSCOPIQUE :

- Examen direct :

- Examen après coloration :

- Examen après enrichissement :

* Technique de Ritchie :

* Technique de Baillenger :

* Technique de Kato-katz :

* Technique de Willis :

* Autres :

- Examen après culture :

Observation :

Alger, le

Réf : W021