



Since January 2020 Elsevier has created a COVID-19 resource centre with free information in English and Mandarin on the novel coronavirus COVID-19. The COVID-19 resource centre is hosted on Elsevier Connect, the company's public news and information website.

Elsevier hereby grants permission to make all its COVID-19-related research that is available on the COVID-19 resource centre - including this research content - immediately available in PubMed Central and other publicly funded repositories, such as the WHO COVID database with rights for unrestricted research re-use and analyses in any form or by any means with acknowledgement of the original source. These permissions are granted for free by Elsevier for as long as the COVID-19 resource centre remains active.

DIARRHÉES INFECTIEUSES D'IMPORTATION : DIAGNOSTIC ÉTIOLOGIQUE

Nadine Godineau^{a,*}, Samia Hamane^a, Chantal Chaplain^b, Patrice Blondel^b

Résumé

Les diarrhées infectieuses d'importation sont très bien connues des voyageurs puisque c'est la pathologie la plus fréquente au retour d'un pays tropical [41]. La contamination oro-fécale est le principal mode de transmission. Les agents responsables sont le plus souvent d'origine bactérienne (*Escherichia coli* entérotoxino-gènes (40 %), salmonelles (15 %) par exemple), alors que les virus et les parasites ne représentent que 15 à 20 % des étiologies. Une revue de la littérature retrace les mécanismes physiopathologiques, les manifestations cliniques et les techniques biologiques les plus courantes pour aboutir au diagnostic étiologique.

Diarrhées - importation - diagnostic biologique - épidémiologie.

Summary

Traveler's diarrhea is the most frequent illness while traveling in tropical countries. It is usually acquired through ingestion of fecally contaminated food or water. Etiological agents are mainly bacteria: enterotoxigenic Escherichia coli (40 %), Shigella (15 %), whereas viruses and parasites are only responsible for 15 to 20 % of traveler's diarrhea. This literature review reports the physiopathological mechanisms, the major epidemiological events and the most usual laboratory techniques to reach the diagnosis.

Diarrhea - traveller - biologic diagnosis - epidemiology.

1. Introduction

Les diarrhées sont des affections bien connues des voyageurs puisqu'elles touchent un tiers des 18 millions de personnes qui se déplacent chaque année d'un pays tempéré vers un pays tropical.

Le plus souvent bénignes, les diarrhées infectieuses d'importation ne troublent souvent les vacances que quelques jours pour n'être au retour qu'un épuisant souvenir [42]. Ces troubles entériques peuvent avoir une

origine bactérienne, parasitaire ou virale et leur mode de contamination est le plus souvent oral [11].

2. Épidémiologie

2.1. Causes des diarrhées d'importation

Le paludisme est une cause fréquente de diarrhée modérée qui, chez l'enfant non immunisé en particulier, annonce parfois une forme grave [27, 40, 42]. Il faudra donc éliminer ce diagnostic, avant d'envisager une autre étiologie.

Les diarrhées bactériennes représentent 70 à 80 % des diarrhées infectieuses d'importation [7] : *Escherichia coli* [45] et salmonelles sont les bactéries les plus fréquemment retrouvées.

Dans 10 à 20 % des diarrhées aiguës, une origine virale pourra être affirmée [7] : *Rotavirus*, agent Norwalk, *Astrovirus*. Dans 5 à 10 % des cas, un parasite sera responsable du tableau clinique. Il pourra alors s'agir d'un protozoaire : *Giardia intestinalis*, *Entamoeba histolytica*, coccidie ou microsporidie intestinale [36]. Les helminthes peuvent aussi être incriminés : par exemple, *Ascaris lumbricoïdes*, Ankylostomidés (figure 10) ou *Stongyloïdes stercoralis*.

Certains arguments permettent d'orienter le diagnostic :

- durée de l'incubation avant l'apparition du syndrome diarrhéique (tableau I),
- présence ou non d'un syndrome fébrile associé (tableau II),
- mécanisme invasif ou entérotoxique de la diarrhée (tableau III).

2.2. Modes de contamination

2.2.1. La contamination oro-fécale

Elle joue un rôle essentiel dans la survenue des diarrhées infectieuses d'importation. L'absorption d'aliments contaminés par les matières fécales provenant de personnes infectées est la première source de contamination. Il ne faut pas négliger le rôle important des mains sales, des mouches [9] et de la rupture des sources d'approvisionnement en eau potable favorisée par un transport effectué dans de mauvaises conditions, par les inondations ou par des réseaux d'égouts défectueux [14, 30, 31].

La contamination de l'aliment peut se faire aux différentes étapes de la chaîne alimentaire, que ce soit par la fertilisation des cultures par des matières fécales, par la rupture de la chaîne du froid, par l'insalubrité des marchés ou par une préparation culinaire sans respect des règles d'hygiène, comme cela peut se voir parfois dans certains restaurants artisanaux ou chez les vendeurs d'aliments de rue [20, 23].

2.2.2. Autres modes de contamination

L'eau, agent important de la contamination oro-fécale, peut aussi abriter certains parasites qui peuvent infester l'homme par voie transcuta-

^a Unité de parasitologie-mycologie

^b Unité de bactériologie-virologie

Laboratoire de microbiologie

Hôpital Delafontaine

2, rue du Docteur-Delafontaine

93200 Saint-Denis

Tableau I / Durée de l'incubation avant l'apparition du syndrome diarrhéique.

Bactéries	
Salmonelles non typhiques	1 à 36 heures [40]
<i>Campylobacter</i>	12 à 72 heures
Shigelles	2 à 5 jours [40]
<i>Vibrio cholerae</i>	quelques heures à 5 jours [47]
<i>Salmonella typhi</i>	3 à 20 jours [21]
<i>Yersinia enterocolitica</i>	2 semaines
Virus	
Astrovirus, Coronavirus, Torovirus	24 heures
Rotavirus et agent de Norwalk	24 à 48 heures [4]
Parasites	
<i>Isoospora belli</i> (figure 1)	1 semaine
<i>Giardia intestinalis</i> (figure 4)	environ 15 jours [38]
<i>Entamoeba histolytica histolytica</i>	très variable
<i>Cryptosporidium spp</i>	3 à 12 jours [36]
<i>Cyclospora</i>	1 semaine
<i>Enterocytozoon bieneusi</i>	1 semaine
<i>Encephalitozoon intestinalis</i>	1 semaine
<i>Strongyloides stercoralis</i>	3 semaines
<i>Trichuris trichiura</i>	4 semaines
<i>Ancylostoma duodenale</i> et <i>Necator americanus</i> (figure 9)	6 semaines
<i>Schistosoma japonicum</i>	5 à 6 semaines
<i>Ascaris lumbricoïdes</i> (figure 8)	9 à 10 semaines
<i>Schistosoma mansoni</i>	10 semaines
<i>Schistosoma intercalatum</i>	10 semaines

Tableau II / Syndrome fébrile associé à la diarrhée infectieuse d'importation.

Diarrhée fébrile	Diarrhée afebrile
<i>Plasmodium sp</i> +++	<i>Vibrio cholerae</i>
<i>Salmonella typhi</i> et <i>para-typhi</i> A, B, C	Amibes intestinales : <i>Entamoeba histolytica histolytica</i>
<i>Campylobacter sp</i>	Helminthes intestinaux
<i>Escherichia coli</i> : ECEP, ECET, ECEI	<i>Enterocytozoon bieneusi</i> [24]
Rotavirus	<i>Escherichia coli</i> : ECEH, ETEC
Adenovirus	<i>Cryptosporidium sp</i>
Virus de l'hépatite A et E	
<i>Yersinia enterocolitica</i>	
Shigelles (fièvre inconstante)	
<i>Cyclospora sp</i> (fièvre inconstante)	

née et être aussi responsables de diarrhée. C'est le cas de la bilharziose à *Schistosoma mansoni*, *S. intercalatum* ou *S. japonicum* ; l'homme s'infeste lors d'un bain dans des eaux douces contaminées par des mollusques abritant des furcocercaires [32, 34, 40].

2.3. Facteurs favorisant la survenue

Si la plupart des bactéries et virus et certains parasites sont cosmopolites, d'autres sont infiniment plus fréquents en zone tropicale ou

Tableau III / Mécanisme d'invasion invasive ou entérotoxique de la diarrhée infectieuse d'importation.

Diarrhées invasives : glaires, pus, hématies et leucocytes	Diarrhées entérotoxiques
Shigelles	<i>Escherichia coli</i> : ECET [43]
Salmonelles non typhiques	<i>Vibrio cholerae</i>
<i>Escherichia coli</i> : ECEI, ECEH, ECEP [43]	<i>Campylobacter</i>
<i>Yersinia enterocolitica</i>	Rotavirus et autres virus
<i>Campylobacter</i>	Staphylocoques entérotoxiques
<i>Entamoeba histolytica histolytica</i>	<i>Giardia intestinalis</i>
<i>Balantidium coli</i>	<i>Cyclospora sp</i>
<i>Ascaris lumbricoïdes</i>	
<i>Trichuris trichiura</i>	
Douves intestinales : <i>Heterophyes heterophyes</i> <i>Metagonimus sp</i> <i>Fasciolopsis sp</i>	
<i>Schistosoma mansoni</i> , <i>intercalatum</i> , <i>japonicum</i>	

même spécifiques à ces régions. Les affections qu'ils entraînent surviennent alors sur un mode endémique avec quelques poussées épidémiques [26].

Les risques de contamination, du fait du péril fécal, sont donc dans ces régions de forte endémicité beaucoup plus importants. La fréquence mondiale de ces parasitoses est estimée à 800-1 000 millions de porteurs d'*Ascaris lumbricoïdes*, 900 millions d'ankylostomiens [35] et un demi-milliard de porteurs de *Trichuris trichiura* [37]. Pourtant, tous les voyageurs ne contracteront pas une diarrhée infectieuse. Certains facteurs influencent cette fréquence.

2.3.1. Le pays d'origine

La diarrhée est plus fréquente chez les voyageurs qui vont d'une région industrialisée vers une région à haut risque [22].

2.3.2. L'âge

Les personnes plus jeunes (adultes et jeunes enfants) sont plus sensibles que les personnes âgées [7, 49].

2.3.3. Le statut immunitaire du voyageur

Les patients souffrant d'un déficit en IgA [38] ou d'immuno-suppression sont plus sensibles aux diarrhées. En effet, chez les patients infectés par le VIH, les infections à shigelles, *Campylobacter*, salmonelles ou à *Strongyloides* sont souvent plus sévères avec un risque de dissémination plus important [1].

Par ailleurs, certaines parasitoses doivent être maintenant évoquées devant toute diarrhée du voyageur (*Cryptosporidium*, microsporidies par exemple) [36, 40], quel que soit son état immunitaire.

2.3.4. Les facteurs génétiques

Certaines formes de diarrhée sont plus fréquentes chez les patients de groupe sanguin O. En effet, des récepteurs d'adhérence des ETEC peuvent être génétiquement acquis [8].

2.3.5. L'achlorhydrie

Toutes les bactéries entérotoxiques sont sensibles à l'acidité gastrique [7].

Figure 1 / Oocystos d'*Isospora belli*
(infestation massive - examen direct).



Figure 4 / Kystes de *Giardia intestinalis*
(technique de MIF).

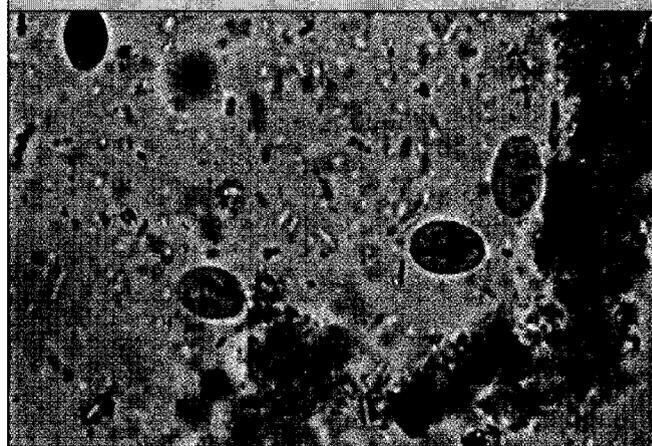


Figure 2 / Oocystes de *Cryptosporidium* sp.
(coloration d'Heinrichsen).

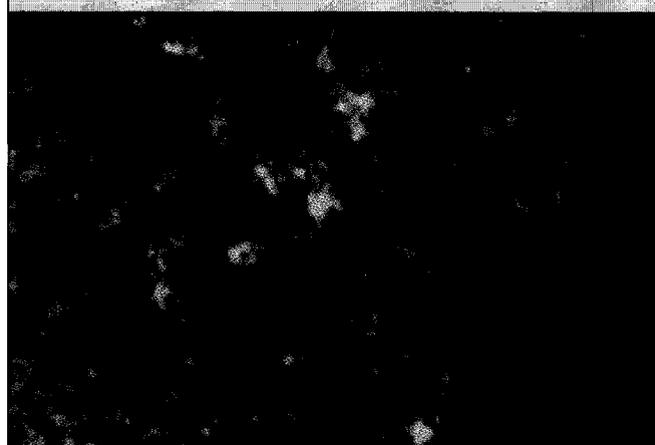


Figure 5 / Forme végétative d'*Entamoeba histolytica*
minuta (technique de MIF).



Figure 3 / Oocystes de *Cyclospidium* sp.
(examen direct en eau physiologique).

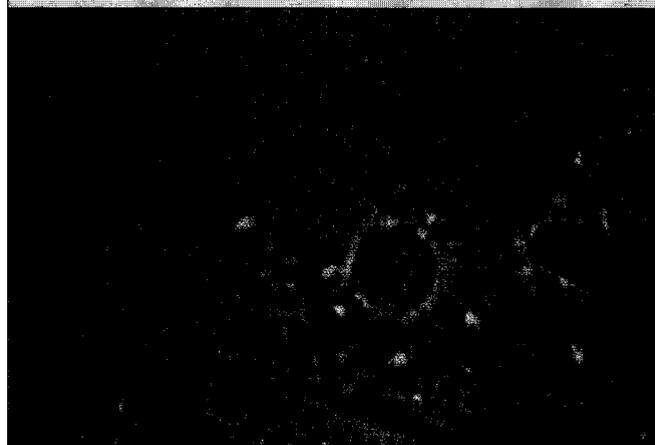
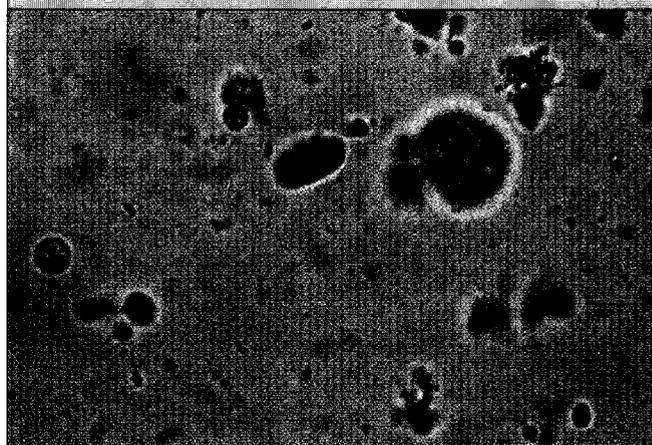


Figure 6 / Kyste d'*Entamoeba histolytica*
(MIF - forme de résistance).



Photos prises par M. Amsellem dans l'unité de parasitologie-mycologie de l'Hôpital Delafontaine (Saint-Denis).

2.3.6. Le côlon irritable

La notion avant le séjour d'un côlon irritable doit être considéré comme un facteur favorisant [12].

2.3.7. Le niveau d'hygiène de la région visitée

On notera le lieu, la durée du séjour et la date du retour. On précisera le type de voyage effectué par le patient (voyage « à risques » ou voyage « protégé ») [8].

Les pays peuvent être classés en trois groupes [2] :

- le groupe I où l'incidence de la diarrhée du voyageur peut atteindre 40 % : l'Amérique latine, l'Afrique et l'Asie du Sud-Est ;
- le groupe II où la diarrhée touche 10 % des voyageurs : le sud de l'Europe, la Chine intertropicale et la Russie ;
- le groupe III où l'incidence de la diarrhée est inférieure à 5 % : l'Amérique du Nord, l'Europe du Nord et de l'Ouest, le Japon, l'Australie et la Nouvelle Zélande.

2.3.8. La durée du séjour

Elle conditionne le risque de contamination. En effet, plus le temps où la probabilité de contact avec l'agent pathogène est important, plus le risque s'accroît [7].

2.3.9. La sélection et la conservation des aliments

et de l'eau potable sont les principaux agents responsables du péril fécal [12, 28, 33].

3. Tableau clinique des diarrhées infectieuses d'importation

La diarrhée du voyageur survient le plus souvent au début du voyage vers le 2^e ou 4^e jour après l'arrivée.

Caractérisée par son allure brutale avec l'émission d'au moins 3 selles non moulées par jour, la diarrhée peut être accompagnée d'autres symptômes [2, 9] :

- douleurs abdominales (70 %),
- nausées, anorexie, malaises (50 %),
- vomissements (15 %),
- et plus rarement, fièvre ou sang et glaires dans les selles.

Les diarrhées infectieuses d'importation peuvent se présenter sous deux formes cliniques.

3.1. Le syndrome cholériforme

C'est une diarrhée profuse, aqueuse, incolore, eau de riz, atécale et accompagnée de vomissements. Le risque de déshydratation est majeur.

C'est le plus souvent un agent infectieux agissant par l'intermédiaire d'une entérotoxine qui provoque ce syndrome [6].

3.2. Le syndrome dysentérique

Il est fait de selles glaireuses, micro-sanglantes parfois purulentes, accompagnées de colites, d'épreintes et de ténésme. Il est dû à des agents infectieux soit bactériens (salmonelles ou shigelles), avec alors association d'un syndrome fébrile, soit parasites (dysentérie amibienne) où la fièvre est absente [6].

En fait, les germes entéro-invasifs produisent parfois également une toxine et les deux mécanismes sont alors intriqués [13].

Ce tableau persiste pendant 2 ou 3 jours pour disparaître progressivement. Les investigations biologiques deviennent alors inutiles. Si les symptômes persistent au-delà de cette période, l'étiologie para-

sitaire est probable, mais un bilan clinique et biologique permettra, peut-être, au retour du voyage de déterminer l'agent responsable. Dans 48 à 68 % des cas, ces examens resteront malgré tout négatifs.

4. Conduite à tenir devant un patient présentant une diarrhée au retour d'un séjour en zone tropicale

4.1. Introduction

L'examen biologique a pour but de retrouver le ou les micro-organismes pathogènes responsables du syndrome diarrhéique. Il devra associer une étude parasitologique, bactériologique et virologique. Mais certains facteurs limiteront les chances d'aboutir à un diagnostic.

En effet, dans certains cas, le voyageur ne consulte que tardivement après l'apparition des premiers signes et parfois un traitement antiseptique ou antibiotique a déjà été institué.

4.2. Prélèvements

4.2.1. Les selles

Les agents responsables des diarrhées infectieuses d'importation, et certains parasites en particulier, sont très sensibles aux conditions de prélèvements et de conservation avant l'examen. Ceci est particulièrement vrai pour les formes végétatives des protozoaires (*Entamoeba histolytica* par exemple).

Il est donc souhaitable de demander au patient de venir effectuer le prélèvement directement au laboratoire.

Le prélèvement sera déposé dans un pot propre et sec.

Chaque demande d'examen doit être accompagnée d'une fiche de renseignements cliniques où seront indiqués :

- la date et le lieu du séjour en zone tropicale,
- les signes cliniques permettant d'orienter le diagnostic,
- le résultat de la recherche de paludisme,
- le chiffre absolu de l'éosinophilie sanguine,
- la notion d'une contamination de plusieurs personnes proches ayant effectué le même séjour permettra de distinguer une « turista » d'une toxi-infection alimentaire.

Si une étiologie bactérienne est suspectée, la selle peut être conservée une nuit à +4° C; au-delà, il faudra utiliser un milieu de transport (glycérine tamponnée).

4.2.2. L'écouvillonnage rectal

Il sera effectué de préférence en cas de diarrhée profuse ou chez le jeune enfant [44].

4.2.3. La biopsie de la muqueuse rectale ou colique

Effectuée lors d'une endoscopie, elle est déposée dans un flacon stérile contenant de l'eau physiologique pour éviter la dessiccation [28].

4.2.4. Les hémocultures

Elles sont associées au prélèvement de selles dans les diarrhées fébriles. C'est le premier prélèvement positif lors d'infection par des salmonelles majeures (*Salmonella typhi*) mais on observe aussi des bactériémies dans les infections par des salmonelles mineures [20].

4.3. Examen bactériologique des selles

4.3.1. Examen microscopique direct

- Technique : état frais, coloration de Gram.
- Résultats : on notera la présence de leucocytes et d'hématies. Une flore équilibrée est composée majoritairement de bacilles Gram négatif avec des bacilles Gram positif. On notera toute modification de cet équilibre et la présence de germes à morphologie inhabituelle : par exemple *Campylobacter* ou *Vibrio sp.*

4.3.2. Cultures

La majorité des espèces bactériennes retrouvées dans les diarrhées, comme les bactéries commensales du tube digestif, appartiennent à la famille des entérobactéries (salmonelles, shigelles, *Escherichia coli*, *Yersinia enterocolitica*). Les milieux de culture utilisés doivent donc permettre une orientation de l'espèce ; ce sont des milieux sélectifs, gélosés lactosés qui mettent en évidence des caractères biochimiques comme la fermentation du lactose (salmonelles et shigelles sont lactose -), la production d'H₂S (salmonelles), la non utilisation du sorbitol (ECEH). Pour certaines espèces ayant des exigences de culture particulières, on utilisera des milieux spécifiques.

En cas de :

4.3.2.1. Recherche de *Salmonella* et *Shigella*

Différents milieux sélectifs sont commercialisés [44] :

- Gélose Salmonella Shigella (SS),
- Xylose Désoxycholate (XLD),
- Hektoen,
- Désoxycholate Citrate Lactose (DCL),
- SMID.

Il n'existe pas de milieu d'enrichissement des shigelles. Pour les salmonelles, on utilise en plus des milieux solides, un milieu d'enrichissement liquide (Sélénite, Muller-Kauffmann, Rappaport) qui est repiqué après 4 à 8 heures d'incubation à 37° sur les milieux sélectifs précédemment cités.

– Orientation

Les colonies ne fermentant pas le lactose et produisant ou non de l'H₂S sont repiquées en milieu urée-indole ; ce test permet d'éliminer les espèces d'entérobactéries commensales du tube digestif (*Proteus*, *Citrobacter*, lactose négatif). Des bactéries uréase négative sont repiquées sur milieu de Kligler-Hajna et identifiées biochimiquement (API 20E).

– Sérotypage

Le sérotypage ne peut être interprété qu'après l'identification biochimique de la bactérie. On détermine le sérovar des salmonelles et shigelles en recherchant par agglutination les antigènes :
– somatiques O (salmonelles et shigelles) et Vi (salmonelles),
– flagellaires H (salmonelles).

Il existe 1 600 sérovares de salmonelles dont les combinaisons antigéniques (Vi, O et h) sont regroupées dans le tableau de Kaufmann-White.

4.3.2.2. Recherche de *Campylobacter*

Il est nécessaire d'utiliser des milieux spéciaux (Karmali, Campyloset...) contenant du sang ou du charbon et des antibiotiques. Ces milieux sont incubés 48 heures en micro aérophilie à 37° et à 42° C. Les colonies sont repérées par leur morphologie translucide en « coulée de bougie ». On pratique une coloration de Gram (bacille Gram - incurvé) et une recherche d'oxydase (les *Campylobacter* sont oxydase +). On poursuit ensuite l'identification d'espèce (test à l'hippurate, sensibilité à l'acide nalidixique et à la céfalotine).

4.3.2.3. Recherche d'*Escherichia coli*

E. coli est une bactérie commensale du tube digestif, mais certaines souches ont acquis des facteurs de virulence.

On distingue :

- ECEP : *E. coli* entéropathogène responsable de diarrhées essentiellement chez l'enfant de moins de 3 ans, certains sérotypes sont responsables de diarrhée du voyageur (O26, O55, O111, O125) ;
- ECEH : *E. coli* entérohémorragique (O157, H7) responsable de diarrhées sanglantes pouvant être associées à un syndrome hémolytique et urémique ;
- ECEI : *E. coli* entéroinvasif responsables de dysenterie ;
- ECET : *E. coli* entérotoxigène ;
- ECEagg : *E. coli* entéroaggrégante.

Il est difficile d'identifier ces souches.

ECEP : recherché chez l'enfant de moins de 3 ans. La selle est ensemencée sur un milieu EMB, à l'aide de sérums agglutinants on recherche les sérotypes entéropathogènes.

ECEH : on ensemence un milieu Mac Conkey au sorbitol, les ECEH (O157) ne fermentent pas le sorbitol. Les bactéries agglutinant avec les sérums O157 doivent être identifiées.

En ce qui concerne les autres types d'*E. coli*, il n'existe pas à l'heure actuelle de technique simple d'identification en dehors de la recherche de toxines ou des gènes codants pour celles-ci ou pour les facteurs de virulence, qui ne sont pas des examens pratiqués en routine.

4.3.2.4. Recherche de *Yersinia*

Après un ensemencement sur milieu CIN incubé à + 30°, milieu d'enrichissement de Rappaport incubé 24-48 heures à + 4° C puis repiquée sur milieu CIN (cefsulodine, isfasan, novobiocine) incubé 48 heures à + 30°.

4.3.2.5. Recherche de *Vibrio cholerae*

Il se recherche directement et après enrichissement en eau peptonée alcaline repiquée toutes les 3 heures sur milieu gélosé spécifique (TCBS).

On complète l'identification biochimique (API 20E) et action du composé vibriostatique (O129) ainsi que l'identification antigénique (Ogawa et Inaba) ; l'identification du biotype relève d'un centre de références.

4.3.3. Antibiogramme

Il est nécessaire de pratiquer un antibiogramme sur les souches bactériennes isolées. Dans une étude faite dans 76 hôpitaux français, Breuil [10] a observé 29 % de salmonelles résistantes à l'association amoxicilline-acide clavulanique. En ce qui concerne les quinolones, le taux de résistance observé pour l'ofloxacine et la péfloxacine est voisin de 5 % [21]. Les shigelles restent plus sensibles que les salmonelles, néanmoins l'étude de Breuil montre un taux de résistance allant de 20 à 48 % au cotrimoxazole et de 15 à 28 % à l'association amoxicilline-acide clavulanique en fonction des biotypes [10]. Enfin Mégraud montre une augmentation inquiétante du taux de résistance des *Campylobacter* aux quinolones (32 % pour *C. jejuni* et 52 % pour *C. coli*).

4.4. Recherche des agents viraux dans les selles

Tous les virus des diarrhées sont difficilement cultivables. Seules la microscopie électronique et l'immuno-microscopie électronique restent intéressantes mais ne sont pas à la portée de tous les laboratoires [50].

Les selles sont recueillies dans un flacon stérile et la selle peut être conservée 8 jours à + 4° C. L'excrétion virale est abondante et dure 8 à 10 jours pour les *Rotavirus* ; elle est moins longue pour les autres virus concernés [4].

Dans la pratique courante, la détection du *Rotavirus* du groupe A et des *Adenovirus* s'effectue par agglutination de particules de latex sensibilisées avec des anticorps [4].

Les spécificités de groupe et d'espèce peuvent s'effectuer par des techniques ELISA avec des anticorps monoclonaux préparés avec les principaux agents viraux ; l'immunofluorescence permet le sérotypage des *Rotavirus* et des *Adenovirus*.

La mise en évidence des anticorps spécifiques n'est que d'un apport mineur pour le diagnostic individuel (4), en dehors des hépatites virales où la présence d'anticorps anti-VHA de type IgM, signe d'une infection récente.

4.5. Examen parasitologique des selles

Il devra, bien sûr, comporter les examens classiques qui doivent être effectués pour toute recherche de parasites dans les selles :

- un examen direct entre lame et lamelle d'un prélèvement mince de selles fraîches,
- un examen après une concentration par deux méthodes classiques.

Le choix des techniques de concentration s'effectuera en fonction de l'orientation diagnostique d'une part et de la consistance de la selle d'autre part.

Parfois, la recherche de certains parasites amènera le biologiste à effectuer des techniques complémentaires ou des colorations spécifiques.

L'examen parasitologique des selles devra être répété plusieurs fois à quelques jours d'intervalle ; l'émission des parasites dans les selles pouvant varier dans le temps [3, 28].

4.5.1. Examen macroscopique

Cet examen permet de noter :

- la couleur de la selle,
- sa consistance, témoin de la vitesse du transit intestinal,
- la présence de glaires, mucus ou sang,
- éventuellement la présence de vers adultes.

S'il s'agit d'une diarrhée abondante, le biologiste n'aura aucune difficulté à obtenir le prélèvement. Mais ce n'est pas toujours le cas, et le patient qui souffre de diarrhée, parfois, ne peut pas donner de selles. Il sera alors utile d'effectuer un premier examen dans des conditions normales, puis la veille des deux examens suivants, de faire absorber au patient un laxatif (sulfate de magnésie) [3].

4.5.2. Examen microscopique

4.5.2.1. Examen direct

C'est l'étape majeure de l'examen copro-parasitologique [46]. Il peut être effectué avec une goutte d'eau physiologique et permet de retrouver la plupart des parasites et d'étudier les caractères de mobilité de certains d'entre eux. L'eau physiologique peut être remplacée par une goutte de Lugol, ce qui permettra d'immobiliser les protozoaires et de colorer la chromatine de leur noyau. L'addition d'une goutte d'eau distillée va faire éclater les formes végétatives des protozoaires alors que *Blastocystis hominis* résistera.

4.5.2.2. Examen après concentration, les méthodes classiques

La concentration va permettre de retrouver, dans un faible volume de selles, les éléments parasitaires initialement dispersés dans tout le prélèvement.

Aucune de ces méthodes ne permet de retrouver tous les parasites.

a) Méthodes physiques

Les méthodes de flottation utilisent un liquide de densité supérieure à celle des parasites, ces derniers se retrouvant à la surface du liquide (exemples : méthode de Faust simplifiée, méthode de Janecko-Urbanyi) [28, 46].

Les méthodes de sédimentation utilisent un liquide de densité inférieure à celle des parasites. Ces derniers se retrouveront alors dans le culot de sédimentation (exemples : sédimentation simple, méthode de Faust et Ingalls en eau glycinée) [46].

b) Méthodes diphasiques

Sont mises en présence deux phases liquides non miscibles : l'une aqueuse, l'autre constituée d'un solvant des lipides (exemples : méthode de Bailanger, méthode de Ritchie, méthode de Thébaut) [16].

4.5.2.3. Techniques spécifiques

Certains parasites sont difficilement retrouvés avec les techniques habituellement utilisées. Il faudra donc, pour en assurer le diagnostic, mettre en route des techniques de concentration ou des colorations spécifiques. Nous avons sélectionné les plus utilisées ou les plus faciles à mettre en œuvre, mais elles restent le plus souvent du ressort des laboratoires spécialisés.

a) Recherche d'oxyures (figure 7)

Méthode de Graham à la cellophane adhésive [3] : la femelle d'oxyure vient pondre au niveau des plis de la marge anale puis meurt. Cette technique permet de visualiser les œufs et parfois aussi le ver adulte.

b) Recherche de larves d'anguille (*Strongyloides stercoralis*) (figure 11)

- Méthode de Baermann et Løe [28, 35] qui utilise le thermotropisme positif des larves très mobiles.
- Coproculture de Ho-Thi-Sang et culture sur papier buvard en tube [28]. Les cultures sont maintenues à l'étuve à 25° C et la lecture quotidienne se fait à partir de la 48^e heure après l'ensemencement et pendant 15 jours.

c) Recherche de protozoaires intestinaux (figures 5 et 6), en particulier recherche d'*Entamoeba histolytica*

- Culture sur milieu diphasique de Dobell et Laidlaw [3] contenant de l'amidon de riz qui favorise la culture des protozoaires en milieu alcalin.
- Technique de Saper, Lawless et Strome [3] ou technique de MIF-conservation recommandée pour une observation différée des trophozoïtes dans un prélèvement fécal (MIF = Merthiolate Iode Formol).
- Méthode de concentration d'éléments parasitaires selon Blagg et coll. ou technique de MIF-concentration. Cette méthode diphasique utilise l'éther comme solvant organique et la solution MIF comme phase aqueuse.

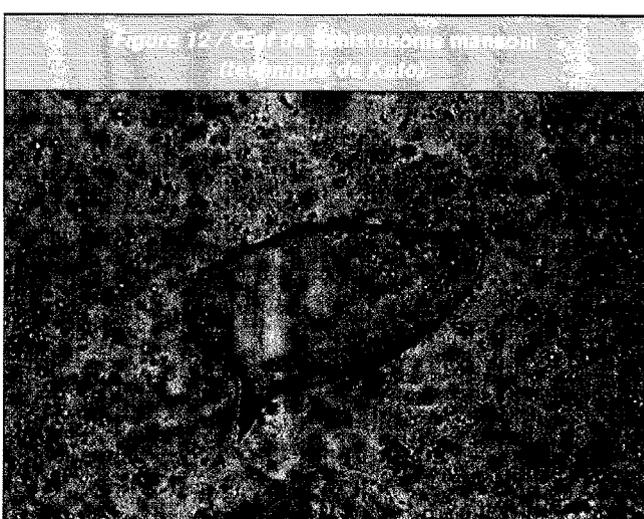
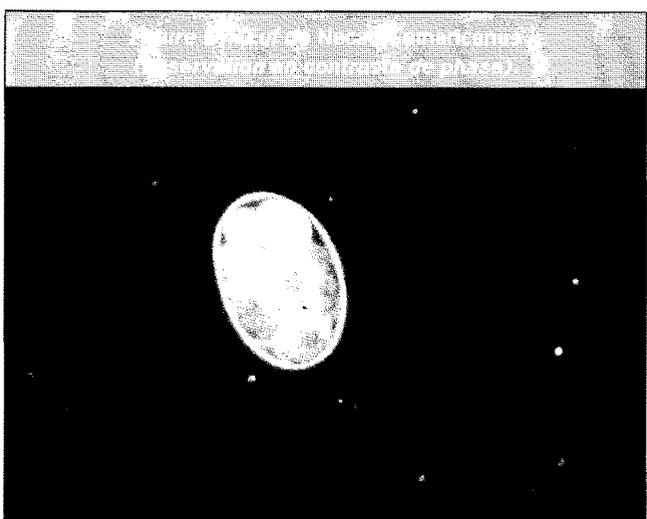
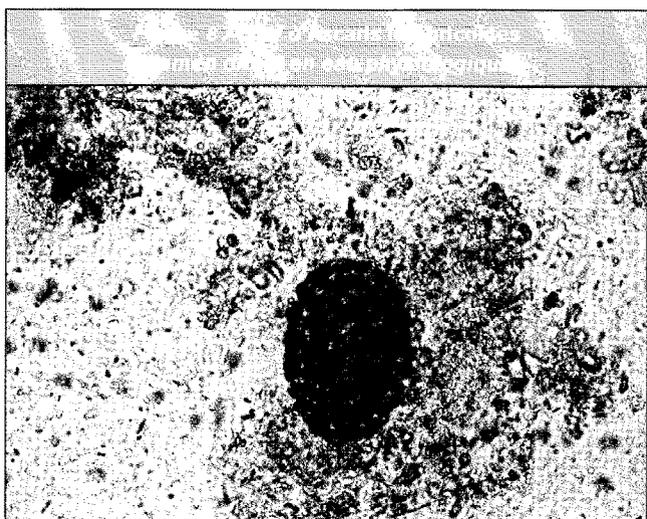
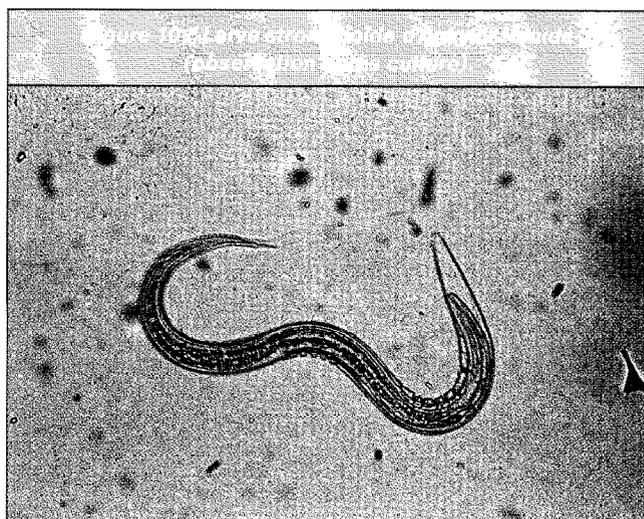
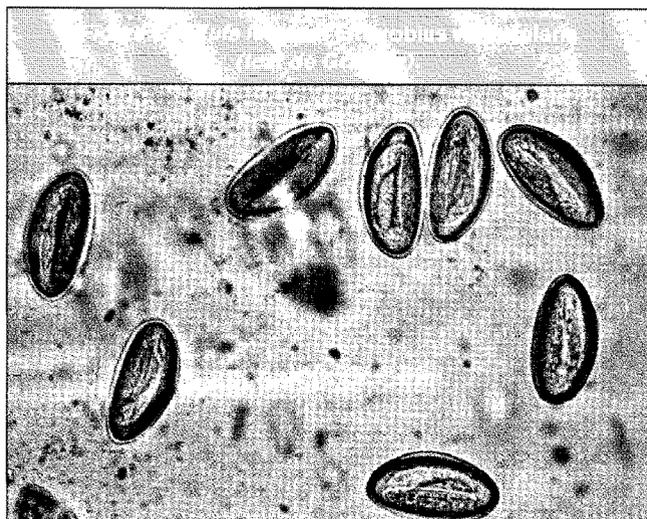
Seule l'observation des trophozoïtes hématophages permet de conclure à la présence d'*Entamoeba histolytica*. La recherche d'antigène lectinique d'*Entamoeba histolytica* avec les trousse ELISA est prometteuse. Il existe d'autres méthodes (PCR en particulier) qui restent peu applicables en routine [25].

d) Recherche de *Cryptosporidium parvum* (figure 2)

- Coloration de Ziehl Neelsen modifiée [15, 17]. Cette coloration s'effectue sur le culot de sédimentation de la technique de concentration. Les oocystes prennent une coloration rose-rouge avec une zone centrale plus claire, leur diamètre varie de 3 à 5 µm. L'ensemble de la selle reste colorée en vert.

e) Recherche de *Cyclospora cayentanensis* (figure 3)

- Coloration de Ziehl Neelsen modifiée qui colorie les oocystes en rose rouge. Ils se distinguent facilement des oocystes de *Cryptosporidium* sp par leur taille (8 à 10 µm de diamètre) plus importante [36].



Photos prises par M. Amsellem dans l'unité de parasitologie-mycologie de l'Hôpital Delafontaine (Saint-Denis).

– En lumière UV, les oocystes sont spontanément fluorescents et apparaissent sous forme de cercles bleus [15].

f) Recherche de microsporidies intestinales

– Coloration par le Trichrome modifié : technique de Weber [1, 48] effectué sur un frottis très mince de la selle. Les spores apparaissent comme des éléments réfringents de couleur rose de taille variable (*Enterocytozoon bienewisi* 0,9 µm x 1,5).

– Technique de Van Gool utilisant un fluorochrome se fixant sur la chitine de la paroi des spores (Uvitex 2 B) [15, 19].

g) Recherche des œufs de *Schistosoma mansoni*, *japonicum* ou *intercalatum* (figure 12)

La mise en évidence des œufs de *Schistosoma mansoni* sera facilitée en utilisant la technique de Junod (flottation à l'iodomercure de potassium) [18].

Les œufs peuvent aussi être facilement retrouvés lors d'une biopsie de la muqueuse rectale. Si elle est épaisse, l'examen s'effectue après éclaircissement au chlorolactophénol.

L'aspect des œufs permettra de savoir si la maladie est ancienne ou évolutive. En effet, lorsqu'ils sont vivants, les œufs contiennent un embryon cilié et mobile. Lors d'une infection ancienne, certains œufs prennent une couleur foncée avec des granulations internes réfringentes, témoin d'une dégénérescence plus ou moins étendue de l'embryon.

5 Conclusion

Comme nous venons de le voir, la diarrhée est le problème de santé le plus fréquent pour les voyageurs se rendant en zone tropicale.

Le voyageur qui consultera avant son départ doit être prévenu de ce risque : des conseils lui seront donnés portant sur l'hygiène alimentaire et corporelle [24, 41]. Mais ils sont souvent vite oubliés et ne seront suivis que par une minorité de voyageurs. Il faudra pourtant insister et les répéter avant chaque départ.

Certaines vaccinations lui seront conseillées, contre l'hépatite A ou la fièvre typhoïde par exemples [39]. Le vaccin contre le choléra n'est plus disponible en France actuellement [29], mais d'autres vaccins sont attendus : vaccin contre les diarrhées à *Shigella* [29, 39], vaccin anti *E. coli* entérotoxigènes [8], vaccin contre les virus entériques (Rotavirus, NLV) [50].

L'antibiothérapie préventive peut être envisagée pour un voyage de courte durée et dans certains cas bien précis seulement : hommes d'affaires, sportifs de haut niveau ou patient souffrant d'une pathologie qui le rend plus sensible aux agents infectieux (achlorhydrie, maladie à VIH, insuffisance rénale par exemples) [7, 41].

Nous rappellerons aussi au voyageur que si la diarrhée peut être un symptôme du paludisme, elle pourrait aussi être un facteur favorisant cette pathologie en diminuant l'absorption du proguanil utilisé en chimio prophylaxie [5, 8].

Un bon conseil de l'OMS qu'il ne devra pas oublier : fais le bouillir, cuit-le, pèle-le ou bien oublie le !

Références

[1] Ahouanto M., Comment contrer la turista/VIH et vacances, Arcat Sida (1996) 37-38.

[2] Armengaud M., Le Goff F., La turista et des diarrhées de l'été, Quotidien Méd. 5408 (1994) 1-15.

[3] Bailenger J., Coprologie parasitaire humaine, Ed. E. Drouillard, Bordeaux, 1998, 14.

[4] Bajolet O., Chiffaux-Hyppolite C., Les Rotavirus et autres virus de diarrhées, Bull. Soc. Pathol. Exot. 91 (5-5bis) (1998), 432-437.

[5] Behrens R.H., Taylor R.B., Low A.S., Warburton B., Pryce D., Traveller's diarrhoea : a controlled study of its effect on chloroquine and proguanil absorption, Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg. 8 (1994) 86-88.

[6] Bellanger J., Conduite à tenir devant une diarrhée aiguë de l'adulte immunocompétent. Les dossiers de Région santé, 48 (1996), 45 (1996).

[7] Bouchaud O., Prévention de la diarrhée du voyageur chez l'adulte, Lettre Infectiol. XIV (6) (1999) 265-270.

[8] Bouchaud O., Cabie A., Coulaud J.P., Epidémiologie, physiopathologie et traitement de la diarrhée du voyageur, Ann. Med. Interne 146 (6) (1995) 431-437.

[9] Bourée P., La Diarrhée du voyageur : aspects actuels et perspectives, Vaccination Visa 8 (1997) 10-11.

[10] Breuil J., Berger L., Dublanquet A., Sensibilité aux antibiotiques de 2 800 souches de salmonelles et shigelles isolées en France en 1994, Med. Mal. Infect. 26 (1996) 420-425.

[11] Caumes E., Santé et voyages, Pasteur Vaccins, Ed. Latitude (1996) 32.

[12] Cerf M., Hagiage M., Diarrhées aiguës d'origine infectieuse, Editions Techniques, Encycl. Méd. Chir. (Paris France), Gastro-entérologie, 9061, A10, (1996), 1-20.

[13] Chagnon A., Diarrhée du voyageur, Rev. Prat. 46 (1996) 189-196.

[14] Crampton D.W.T., Savioli L., Parasitoses intestinales et urbanisation, Bull. OMS 71 (1993) 143-149.

[15] Dannaoui E., Robodonirina M., Peyron F., Les nouveaux protozoaires intestinaux du voyageur, Med. Hyg 55 (1997) 1096-1102.

[16] Deluol A.M., Atlas de parasitologie, guide pratique du diagnostic au microscope, Tome I, Ed. Varia, 1998, 66-70.

[17] Deluol A.M., Atlas de parasitologie, guide pratique du diagnostic au microscope, Tome II, Ed. Varia, 36-37.

[18] Deluol A.M., Atlas de parasitologie, guide pratique du diagnostic au microscope, Tome III, Ed. Varia, 1989, 90.

[19] Deraedt S., Molina J.M., Les microsporidies en pathologie humaine, Med. Mal. Infect. 25 (1995) 570-576.

[20] Dosso M., Coulibaly M., Kadio A., Place des diarrhées bactériennes dans les pays en développement, Bull. Soc. Pathol. Exot. 91 (5-5bis) (1998) 402-405.

[21] Doucet-Populaire F., Pangon B., Ghnassia J.C., Gastro-entérites d'étiologie bactérienne et

diarrhées du voyageur, Feuille Biol. XXXIX (225) (1998) 23-32.

[22] Dupont H.L., Stephen R., Gastrointestinal Infections in travellers, Travellers' Diarrhoea (1997) 1-26.

[23] Faye O., Fofana P., Correa J., Gaye O., Dieng T., Dieng Y., Bah I.B., N'Dir O., Diallo S., Parasitoses intestinales chez les vendeurs et les consommateurs d'aliments de rue, Etude menée au niveau de l'agglomération dakaroise, Bull. Soc. Pathol. Exot. 91 (2) (1998) 169-172.

[24] Fish A., Conseils aux voyageurs tropicaux, Ed. Delance Peyrot, (1998) 28-32.

[25] Gangneux J.P., Derouin F., Actualité sur les facteurs de virulence et les mécanismes de résistance de *Entamoeba histolytica* aux antiambiens : implications épidémiologiques et cliniques, Lettre Infectiol. XIV (3) (1999) 96-99.

[26] Gendrel D., Diarrhées infectieuses dans les pays en développement, Med. Mal. Infect. 27 (N° spéc.) (1997) 517-519.

[27] Gentilini M., Médecine tropicale, Médecine Sciences Flammarion, Paris (1995) 188-223.

[28] Golvan Y.J., Ambroise Thomas P., Nouvelles techniques en parasitologie, Flammarion Médecine Sciences (1986) 8-16.

[29] Ivanoff B., Diarrhées du voyageur : quels vaccins ? , Bull. Soc. Pathol. Exot. 91 (5-5bis) (1998) 456-460.

[30] Julvez J., Bade M.A., Lamotte M., Campagne G., Garba A., Gragnic G., Bui A., Kehren S., Cluzel F., Chippaux J.P., Les parasitoses intestinales dans l'environnement urbain au Sahel, Etude dans un

quartier de Niamey, Niger. Bull. Soc. Pathol. Exot. 91 (5-5bis) (1998) 424-427.

[31] Kouadio L.P, Ekra N.B, Atindehou E., Nariou C., Monnet D., Etude de la potabilité des eaux de boisson en sachets vendues aux abords des écoles primaires publiques d'Abidjan, Bull. Soc. Pathol. Exot. 91 (2) (1998) 167-168.

[32] Lagardère B., L'enfant voyageur en zone tropicale, Lettre Infectiol. XIV (6) (1999) 273-278.

[33] Lesne J., Hygiène publique, microbiologie et gestion de l'eau, Bull. Soc. Pathol. Exot. 91 (5-5bis) (1998) 438-444.

[34] Lagardère B., L'enfant voyageur en zone tropicale, Lettre Infectiol. XIV (6) (1999) 273-278.

[35] Migasena S., Gilles H.M., Hookworm infection, Baillière's Clin. Trop. Med. Communicable Dis. 2 (1987) 617-627.

[36] Mougeot G., Cambon G., Les nouvelles diarrhées du voyageur d'origine parasitaire, Compte rendu de la Société de médecine des voyages, Clermont-Ferrand (15/10/1999).

[37] Nozais J.P., Maladies parasitaires et péril fécal: les maladies dues aux helminthes, Bull. Soc. Pathol. Exot. 91 (5-5bis) (1998) 416-422.

[38] Ortega I., Adam R., State of the art clinical article, Giardia : overview and update, Clin. Infect. Dis. 25 (1997) 545-550.

[39] Patey A., Actualités sur les vaccinations spécifiques du voyageur, Lettre Infectiol. XIV (6) (1999) 249-257.

[40] Pilly E., Maladies infectieuses, Editions 2M2 (1996) 151-158.

[41] Receveur M.C., Médecine des voyages, 4^e Ed., Format Utile, Diarrhée (1996) 137-150.

[42] Relevé des maladies transmissibles au Canada, Diarrhée persistante après un voyage, Vol 24 (DCC-1) (1^{er} janvier 1998) 1-8.

[43] Société canadienne de pédiatrie, La gastro-entérite à *Escherichia coli*, Explication de nouveaux acronymes, Comité de maladies infectieuses et d'immunisation, ID 86-3 (1986) 1-7.

[44] Société française de microbiologie, Le Remic, Examen des matières fécales, la coproculture (1998) 27-32.

[45] Rey M., Infections et voyages, Méd. Mal. Infect. 27 (1997) 40-47.

[46] Rousset J.J., Copro-parasitologie pratique, Intérêt et méthodologie, Notions sur les parasites du tube digestif, Ed. Estem/Aupelf, Paris (1993) 11-37.

[47] Sanchez J.L., N Taylor D., Choléra, The Lancet 349 (21/06/1997) 1825-1830.

[48] Sparfel J.M., Auger J.L., Miegerville M., Optimisation du diagnostic parasitologique des microsporidies intestinales humaines, Bull. Soc. Pathol. Exot. 91 (2) (1998) 138-141.

[50] Steffen R., La turista : acquisitions récentes et leçons tirées d'enquêtes récentes, Bull. Soc. Pathol. Exot. 91 (5-5bis) (1998) 450-451.

[51] Traore O., Aspects virologiques des diarrhées du voyageur, Compte rendu de la Réunion de la Société de médecine des voyages, Clermont-Ferrand (15/10/1999).