

Procédure et indications d'un examen parasitologique des selles

Sonia Trabelsi, Amira Aouinet, Samira Khaled

*Laboratoire de Parasitologie-Mycologie Laboratory – Hôpital Charles Nicolle - Tunis
Faculté de Médecine de Tunis
Université El Manar*

S. Trabelsi, A. Aouinet, S. Khaled

S. Trabelsi, A. Aouinet, S. Khaled

Procédure et indications d'un examen parasitologique des selles

Procedure and indications of stool examination in parasitology

LA TUNISIE MEDICALE - 2012 ; Vol 90 (n°06/07) : 431 - 434

LA TUNISIE MEDICALE - 2012 ; Vol 90 (n°06/07) : 431 - 434

R É S U M É

Les parasitoses intestinales posent un problème de santé publique dans le monde surtout dans les régions tropicales et subtropicales. En Tunisie, malgré l'amélioration du niveau de vie et des conditions sanitaires, ces parasitoses restent relativement fréquentes. L'examen parasitologique des selles (EPS) est l'examen fondamental pour leur dépistage et leur diagnostic. Il consiste à rechercher directement le parasite. Le respect de la bonne procédure du prélèvement de selles est une étape essentielle pour la fiabilité et la bonne interprétation des résultats de cet examen.

S U M M A R Y

Intestinal parasites are a public health problem in the world especially in tropical and subtropical countries. Despite the improvement in living standards and healthy conditions, these parasitoses remain relatively frequent in Tunisia. Stool specimen examination keeps the fundamental test for screening and diagnosis. It is to directly search the parasite. Respect for the right procedure of collection of stool is an essential step for the reliability and proper interpretation of results of this examination.

M o t s - c l é s

Examen parasitologique des selles ; examen direct ; parasitoses intestinales

Key - words

Stool examination, direct examination, intestinal parasites

Les parasitoses intestinales comptent parmi les maladies les plus fréquentes dans le monde. Malgré l'amélioration du niveau de vie et des conditions sanitaires, ces parasitoses restent relativement fréquentes en Tunisie (1). L'examen parasitologique des selles (EPS) est l'examen fondamental pour leur dépistage et leur diagnostic. Nous nous proposons d'exposer les modalités de prélèvement, les méthodes et les indications d'un EPS afin d'augmenter les chances de détection de ces parasitoses.

PROCÉDURE

Le prélèvement est une étape fondamentale avant l'examen des selles proprement dit.

Modalités de prélèvement :

Des précautions sont à respecter avant l'émission des selles et au recueil de ces dernières.

Précautions avant émission des selles:

Certains aliments laissent des résidus importants pouvant prêter à confusion avec des parasites. Il convient donc de les écarter de la ration alimentaire pendant les trois jours qui précèdent l'examen. Ces aliments à éviter ou à proscrire sont surtout les légumes secs, les fruits à graines nombreuses comme les fraises ou les figues, les fruits à cuticule résistante comme les pêches ou les abricots, les légumes verts à vastes lambeaux d'épithéliums foliaires comme les choux ou la salade cuite, les graines comme les pois ou les lentilles. A titre d'exemple certains grains de pollen comme ceux du laurier peuvent prêter confusion avec des œufs d'*Hymenolepis nana*. Les laxatifs huileux, les suppositoires ou les médicaments à base de charbon ou de baryte sont à proscrire pendant les 3 à 5 jours précédents l'examen. En cas de constipation, si réellement le consultant ne défèque qu'irrégulièrement et des selles dures, on lui demandera d'apporter ses selles émises quand cela lui sera possible. Le jour suivant on lui prescrira un laxatif salin pour obtenir des selles d'origine cœcale permettant de rechercher les protozoaires coliques voire les anguillules. Le laxatif salin le plus utilisé est le sulfate de magnésium ; on peut prescrire 15 g la veille au soir ainsi que le matin de l'examen, et recueillir la deuxième selle (2, 3). Par ailleurs, certains cliniciens ont recours à l'écouvillonnage rectal pour la recherche de parasites. En fait, cette pratique doit être limitée au recueil du mucus pour le diagnostic rapide d'une amibiase intestinale aiguë, en attendant d'adresser les selles au laboratoire (4).

Précautions du recueil :

Il faut utiliser un pot fourni par le laboratoire à cet effet ou, à défaut, un récipient propre et sec. Il est recommandé au patient un remplissage d'environ la moitié du pot, soit la valeur d'environ deux noix et de ne pas recueillir selles et urines dans un même pot. Il faut transmettre le plus rapidement possible le prélèvement, l'idéal étant de conseiller au patient de se déplacer pour réaliser l'émission des selles dans les locaux du laboratoire. En cas de transmission différée, on peut garder le

pot au réfrigérateur, mais avec un risque d'altération des éléments parasitaires (2).

Méthodes d'examen parasitologique des selles

Tout EPS doit comporter 3 étapes : un examen macroscopique, un examen microscopique à frais et un examen microscopique après concentration. D'autres techniques peuvent être utilisées selon le parasite recherché.

L'examen macroscopique:

Il précise l'aspect des selles (selle afécale, liquidienne, pâteuse, moulée, dure), la présence d'éléments non fécaux (sang, mucus, glaire), la présence d'helminthes adultes à la surface des selles (anneaux de *Taenia* ou vers adultes d'*Enterobius vermicularis* (oxyure) ou d'*Ascaris lumbricoides* (3).

L'examen microscopique à frais:

Il peut être fait sans ou avec coloration. L'examen direct sans coloration est pratiqué rapidement souvent juste après la réception des selles. L'examen direct avec coloration par une goutte de Lugol ou au merthiolate-iode-formol (MIF) permet particulièrement de mieux visualiser les noyaux des protozoaires (la disposition de la chromatine nucléaire) ainsi que d'éventuelles vacuoles (3).

L'examen après concentration :

Les techniques de concentration permettent de concentrer les parasites dans un volume très réduit de selles après élimination du maximum de débris alimentaires. Ceci permet d'améliorer la sensibilité de la recherche des éléments parasitaires. Les méthodes de concentration se répartissent en deux groupes :

Les méthodes physiques de sédimentation ou de flottation :

Selon que les selles soient diluées dans un liquide de faible densité (ex : méthode de Faust Ingalls par sédimentation en eau glycinée) ou dans un liquide à forte densité (ex : méthode de Faust par flottation en sulfate de zinc et méthode Willis par flottation en eau saturée en NaCl)

Les méthodes physico-chimiques :

Elles utilisent un réactif qui fait sédimenter les parasites tout en dissolvant les débris de selles par l'éther (ex : méthode de Ritchie utilisant l'eau formolée comme réactif).

Les autres techniques :

Elles sont appliquées selon les parasites recherchés ; on citera : La méthode d'éclaircissement de Kato : Elle permet la mise en évidence des œufs d'helminthes dans une quantité relativement importante de selles mais elle est sans valeur pour les protozoaires.

Les colorations : La coloration de Ziehl-Nelson modifiée pour l'identification de *Cryptosporidium* et *Isoospora belli* et la coloration de Weber pour l'identification des microsporidies (classées actuellement dans le règne des fungi) sont les colorations les plus courantes. La méthode d'extraction de Baermann : Elle est réalisée en cas de suspicion d'anguillulose mettant à profit l'attraction qu'exerce l'eau tiède sur les larves d'anguillule.

La coproculture : Elle est réalisée en cas de suspicion d'anguillulose et pour le diagnostic d'espèces des *ankylostomes* (culture d'helminthes) ou pour la culture des protozoaires (culture d'amibes).

Les principaux parasites susceptibles d'être trouvés dans les selles et dont la pathogénicité est démontrée chez l'homme sont rapportés dans le tableau 1 (5). Les protozoaires digestifs habituellement considérés comme non pathogènes et susceptibles d'être trouvés dans les selles sont rapportés dans le tableau 2 (5).

Tableau 1 : Principaux parasites pathogènes pouvant être trouvés dans les selles

I. Protozoaires intestinaux

Entamoeba histolytica (amibiase)

Giardia intestinalis (giardiase)

Dientamoeba fragilis

Cryptosporidium (cryptosporidiose)

Isoospora belli (isosporose)

Cyclospora cayentanensis (cyclosporose)

II. Helminthes

Fasciola hepatica (douve hépatobiliaire ou intestinale)

Clonorchis sinensis (douve de Chine)

Schistosoma mansoni (bilharziose)

Ténias : (téniasis)

T. saginata, *T. solium*,

Diphyllobothrium latum (botriocéphale), *Hymenolepis nana*

Enterobius vermicularis (oxyurose)

Ascaris lumbricoides (ascaridiose)

Ankylostomidés (ankylostomiase)

Ancylostoma duodenale, *Necator americanus*

Strongyloides stercoralis (anguillulose)

Trichuris trichiura (trichocéphalose)

Tableau 2 : Protozoaires digestifs pouvant être trouvés dans les selles et habituellement non pathogènes

Amibes *Entamoeba coli*

Entamoeba hartmanni

Entamoeba polecki

*Entamoeba dispar**

Endolimax nanus

Pseudolimax (*Iodamoeba*) *butschlii*

Flagellés *Trichomonas intestinalis* (*Pentatrichomonas hominis*)

Chilomastix mesnili

Embadomonas intestinalis (*Retortamonas hominis*)

Enteromonas hominis

Coccidies *Sarcocystis hominis*

Autre protozoaire *Blastocystis hominis**

* pour certains auteurs, ces deux parasites peuvent occasionner des symptômes dans certaines conditions

Indications et conduites pratiques :

L'interrogatoire devra rechercher la notion de voyage dans une zone à risque (régions tropicales et intertropicales à hygiène précaire). Il orientera le diagnostic soit vers une parasitose

exotique soit cosmopolite. L'enquête précisera également le mode de vie, urbain ou rural, les lieux fréquentés pendant les vacances, l'existence d'une pathologie identique dans la famille ou le voisinage ainsi que l'existence ou pas d'un syndrome d'immunodépression qui doit être précisée car il impose la recherche de parasitoses opportunistes rares et pouvant être asymptomatiques chez l'immunocompétent : anguillulose, cryptosporidiose, isosporose, cyclosporose ou microsporidiose. A défaut, Le clinicien devra fournir au biologiste toutes ces informations pour orienter ses recherches (5).

Il est indispensable de répéter l'EPS trois fois (à 2-3 jours d'intervalles) pour obtenir une réponse la plus fiable possible d'autant plus que le recueil des prélèvements est facile avec un coût modéré (6).

En effet, les particularités liées au cycle biologique de certains protozoaires, tel que l'émission irrégulière des formes kystiques de *Giardia intestinalis* et d'*Entamoeba histolytica/dispar*, ou la fragilité de certaines formes morphologiques, essentiellement les formes végétatives de *Dientamoeba fragilis*, mais aussi le degré d'infestation de l'individu, le pauci-parasitisme peuvent rendre la détection des parasites d'autant plus aléatoire que le nombre d'EPS est faible (1).

Cependant, l'EPS n'est pas contributif dans les situations suivantes :

- lors de la période dite muette, qui sépare le contage et l'élimination fécale des formes parasitaires (quelques jours pour les protozoaires, 3 à 12 semaines pour certains helminthes);

- lorsqu'il s'agit d'un parasite d'origine animale en impasse parasitaire chez l'homme ne pouvant pas atteindre le stade adulte (syndrome de Larva migrans, anisakiase), lorsqu'il s'agit d'un parasite mâle incapable de pondre des œufs (ascaridiose) ou d'un parasite au stade immature souvent en migration larvaire dans les tissus et donc trop jeune pour émettre des œufs ou des larves ;

- lorsque le parasite (ses œufs ou ses kystes) n'est pas éliminé par voie intestinale (par exemple, œufs de *Schistosoma haematobium* éliminés dans les urines).

- lorsque les œufs se retrouvent volontiers au niveau de la marge anale, comme au cours de l'oxyurose ou au de la téniasis à *Teania saginata* ; dans ces cas le scotch test anal de Graham appliqué au niveau de l'anus le matin avant la toilette et avant la défécation permet leur mise en évidence (3, 5).

Les situations cliniques nécessitant un EPS sont (5) :

- Une hyperéosinophilie (> à 500/mm³).
- Une diarrhée aigue persistant plus de trois jours malgré un traitement symptomatique
- Une diarrhée persistante (pendant 2 semaines) ou chronique (> à 4 semaines)
- Des douleurs abdominales
- Des troubles digestifs divers (anorexie, boulimie, nausées, dyspepsie, ténésme, prurit anal)
- Une anémie.

En cas d'hyperéosinophilie, l'examen parasitologique des selles est l'examen le plus fréquent et le plus facile à effectuer (7). Si les trois EPS sont négatifs, il convient de vérifier sa persistance

15 jours après. Si l'hyperéosinophilie persiste, il faut évoquer une helminthiase en phase d'invasion ou une infection en phase d'état. Dans ces deux cas on peut proposer de répéter les trois EPS 3 à 4 semaines plus tard et compléter le bilan en fonction du contexte par les sérologies parasitaires (5).

Si l'hyperéosinophilie a diminué ou disparu on peut en rester là et reconsidérer la situation en fonction de l'évolution (5). Chez un malade n'ayant jamais quitté la Tunisie et présentant une hyperéosinophilie sanguine massive ($> 3000/\text{mm}^3$), les parasitoses à évoquer et à rechercher par un EPS sont la distomatose, l'anguillulose et l'ankylostomiase.

Si l'hyperéosinophilie est faible ou modérée ($500-1500/\text{mm}^3$), on évoquera l'oxyurose, l'hyménoélépirose et le téniasis (8). Par ailleurs, si le patient a voyagé la bilharziose (éliminée en Tunisie) sera recherchée en plus des autres parasitoses suscitées (8). En cas de diarrhée aiguë, en particulier si elle est glairo-sanglante, l'amibiase est la principale cause à évoquer. En cas de diarrhée chronique, les protozoaires intestinaux peuvent être incriminés. Les helminthes provoquent des diarrhées avec hyperéosinophilie sanguine (9).

Si les trois EPS sont négatifs et si les symptômes persistent, il convient de demander alors des recherches spécifiques,

particulièrement si le patient est immunodéprimé (recherche de *Cryptosporidium sp*, *Cyclospora*, *Isospora belli*, microsporidies). Chez un malade ayant eu un EPS positif, il convient de contrôler la disparition des parasites 2 à 6 semaines après le traitement (5). En présence d'un prurit anal, le scotch test anal de Graham est la technique de choix pour le diagnostic de l'oxyurose. En présence d'une anémie microcytaire hypochrome, les parasitoses digestives à évoquer sont l'ankylostomiase (10) et la trichocéphalose (11) ; en cas d'anémie mégalo-blastique, il faut penser à la botriocéphalose (notion de voyage en zone à risque) (12). La giardiose peut aussi provoquer une anémie par malabsorption à long terme (13).

CONCLUSION

L'examen parasitologique des selles (EPS) reste l'examen fondamental pour le diagnostic des parasitoses digestives, particulièrement en ce qui concerne les espèces pathogènes ou potentiellement pathogènes afin d'éviter leur dissémination et leur transmission. Sa fiabilité dépend du respect de la bonne procédure du prélèvement.

Références

1. Bouratbine A, Aoun K, Siala E, Chahed MK, Ben Hassine L, Meherzi A. Pour une meilleure estimation de la prévalence du parasitisme intestinal dans la région de Tunis. Bull Soc Pathol Exot 2000; 93:353-5.
2. Chandenier J. Examen parasitologique des selles. Annales de Dermatologie et de Vénérologie 2003;130:1080-2.
3. Rousset J. Copro-parasitologie pratique; intérêt et méthodologie; notions sur les parasites du tube digestif. Paris: Editions ESTEM, 1993: 1-89.
4. Merens A, Rapp C, Fabre R, Cavallo JD. Intérêt et limites du diagnostic au laboratoire de l'amibiase en 2004. Med Trop 2005;65: 167-75.
5. ANAES. Indications des examens de selles de l'adulte. Gastroenterol Clin Biol 2003; 27: 627-42.
6. Bourrée P, Botterel F, Lancon A, Bannelier E. Intérêt de la répétition des examens parasitologiques des selles. Etude sur 5 637 patients. Bulletin de la Société Française de Parasitologie 1997; 15: 213-21.
7. Bourée P. Hyperéosinophilie parasitaire. Presse Med 2006;35: 153-66.
8. Anane S. Les étiologies parasitaires d'une hyperéosinophilie sanguine. Ann Biol Clin 2006;64:219-29.
9. Bourée P. Diarrhées parasitaires. Press Méd 2007;36:706-16
10. Chevalier B, Ka-Cisse M, Diouf ML, Klotz F. Ankylostomes et ankylostomiase humaine. Encycl. Med. Chir., Maladies infectieuses, 08-516-A-10, 2002, 10 p.
11. Caumes JL., Bronstein JA., Klotz F. Trichocéphales et trichocéphaloses. Encycl. Med. Chir., Maladies infectieuses, 8516-A-25, 2005, 6 p.
12. Saraya AK, Gupta MK. Megaloblastic anemia-etiology and management. Indian J Pediatr. 1987;54: 343-53.
13. Aubry P. Giardiose et syndrome de malabsorption intestinale. Actualités 2005. <http://medecinetropicale.free.fr/cours/giardiose.htm>