

**PARASITOLOGIE
ET MYCOLOGIE MÉDICALE
PRATIQUE**

ANNE MARIJON
CAMILLE **BUFFAZ**
ELISABETH **HODILLE**
YOHANN **JOURDY**
CAMILLE **LOUVRIER**

Parasitologie et Mycologie médicale pratique

2^e édition

de**boeck** **B**
S U P É R I E U R

À mes amis co-auteurs
de la 1^{ère} version de ce livre.

Pour toute information sur notre fonds et les nouveautés
dans votre domaine de spécialisation, consultez notre site web :

www.deboecksuperieur.com

Illustrations : © Parasitologie-Mycologie Faculté de Médecine de Lyon et Anne Marijon

© De Boeck Supérieur s.a., 2020
rue du Bosquet, 7 – B-1348 Louvain-la-Neuve

2^e édition

Tous droits réservés pour tous pays.

Il est interdit, sauf accord préalable et écrit de l'éditeur, de reproduire (notamment par photocopie) partiellement ou totalement le présent ouvrage, de le stocker dans une banque de données ou de le communiquer au public, sous quelque forme et de quelque manière que ce soit.

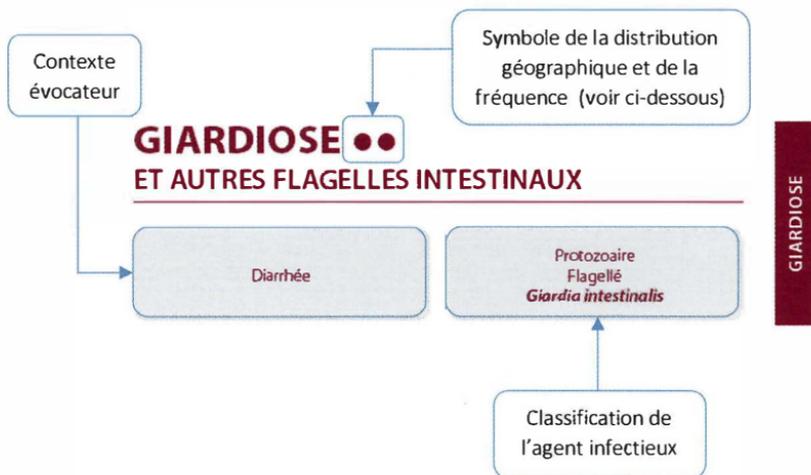
Dépôt légal :

Bibliothèque nationale, Paris : mars 2020

Bibliothèque royale de Belgique, Bruxelles : 2020/13647/027

ISBN 978-2-8073-2090-1

MODE D'EMPLOI



Légende des symboles

Distribution géographique

- Il s'agit d'un pathogène présent uniquement dans certaines zones géographiques.
- Il s'agit d'un pathogène cosmopolite.

Fréquence d'observation au laboratoire (en France métropolitaine)

- ou ● : rare à exceptionnel.
- ou ●● : fréquent.
- ou ●●● : très fréquent.

Les informations données sur les traitements sont issues de l'état des connaissances et des recommandations en vigueur au moment de la parution. Ces informations sont fournies à titre indicatif. L'auteur ne saurait être tenu pour responsable en cas d'utilisation des informations de l'ouvrage à des fins thérapeutiques.

ABRÉVIATIONS

#

5-FC 5 - fluorocytosine

A

ABPA Aspergillose bronchopulmonaire allergique

ACN Aspergillose chronique nécrosante

ACT Artemisinin combined therapy

AES Accident d'exposition au sang

Ag Antigène

AmB Amphotéricine B

AmB lip Amphotéricine B formulation lipidique

AMM Autorisation de mise sur le marché

APCC Aspergillose pulmonaire chronique cavitaire

APCF Aspergillose pulmonaire chronique fibrosante

API Aspergillose pulmonaire invasive

ARS Agence régionale de Santé

ATCD Antécédents

ATU Autorisation temporaire d'utilisation

B

BCC Bouillon cœur-cerveille

BCE Biopsie cutanée exsangue

BPCO Bronchopneumopathie chronique obstructive

C

CLSI Clinical and laboratory standards institute

CMI Concentration minimale inhibitrice

CPK Créatine phosphokinase

CRP C-reactive protein

CSH Cellules souches hématopoïétiques

CV Charge virale

D

DDB Dilatation des bronches

DEET N,N-diéthyl-3-méthylbenzamide

E

ED Examen direct

EDTA Acide éthylène diamine tétraacétique

EHPAD Etablissement d'hébergement pour personnes âgées dépendantes

EIO Espace interorteil

ELIFA Enzyme-linked immunofiltration assay

ELISA Enzyme-linked immunosorbent assay

EPS Examen parasitologique des selles

EPU Examen parasitologique des urines

EUCAST European committee on antimicrobial susceptibility testing

F

FCZ Fluconazole

FDR Facteurs de risque

G

GS Gélose au sang

GCSF Granulocyte colony stimulating factor

GVH Graft versus host (réaction du greffon contre l'hôte)

H

HAI Inhibition d'hémagglutination

HAS Haute autorité de Santé

Hb Hémoglobine

HCG Human chorionic gonadotrophin

HD Hôte définitif

HE Hématoxyline éosine
 HES Hématoxyline éosine safran
 HI Hôte intermédiaire
 HTAP Hypertension artérielle pulmonaire
 HTLV-1 Human T cell leukemia / lymphoma virus type 1

I

IDR Intradermoréaction
 IEP Immunoélectrophorèse
 IFI Immunofluorescence indirecte
 IH Insuffisance hépatique
 IHC Immunohistochimie
 IM Intramusculaire
 IR Insuffisance rénale
 IRM Imagerie par résonance magnétique
 ISAGA Immunosorbent agglutination assay
 IST Infection sexuellement transmissible
 ITZ Itraconazole
 IV intraveineux
 IVL Intraveineux lent

L

LBA Lavage bronchoalvéolaire
 LCR Liquide céphalorachidien
 LDH Lactate déshydrogénase
 LTCD₄⁺ Lymphocytes T CD4⁺

M

MALDI-TOF Matrix assisted laser desorption ionisation-time of flight
 MGG May Grünwald Giemsa
 MIF Merthiolate éther formol

N

NFS Numération formule sanguine
 NSB3 Niveau de sécurité biologique 3

O

OMS Organisation Mondiale de la Santé

P

PAS Acide périodique – Schiff
 PAIR Ponction aspiration injection réapiration
 PCB Pomme de terre – Carotte – Bile
 PCR Polymerase Chain Reaction
 PK/PD Pharmacocinétique / Pharmacodynamie
 PNN Polynucléaire neutrophile
 PO *Per os*
 PSZ Posaconazole

Q

QBC[®] Quantitative buffy coat

R

RAT Riz – Agar – Tween
 RPMI Roswell Park Memorial Institute medium

S

SA Semaines d'aménorrhée
 SAL Sérum anti-lymphocytaire
 SIDA Syndrome d'immunodéficience acquise
 SNC Système nerveux central

T

TDM Tomodensitométrie (scanner)
 TEP Tomographie par émission de positons
 TIAC Toxi-infection alimentaire collective

U

UV Ultraviolet

V

VIH Virus de l'immunodéficience humaine
 VPN Valeur prédictive positive
 VPP Valeur prédictive négative
 VRZ Voriconazole
 VS Vitesse de sédimentation

SOMMAIRE

Mode d'emploi	V
Abréviations	VII

Partie 1. Parasitologie

	Examen parasitologique des selles	3
Chapitre 1	Contamination vectorielle	13
	Filarioses	14
	Leishmanioses	26
	Paludisme	34
	Trypanosomoses	49
Chapitre 2	Contamination digestive	59
	Amibiase et autres amibes intestinaux	60
	Ascariidose	65
	Blastocystis	69
	Cryptosporidiose et autres coccidioses intestinales (cyclosporoze, cystoisosporose, sarcocystose)	71
	Distomatose à <i>fasciola hepatica</i> et autres douves hépato-biliaires	77
	Échinococcoses	81
	Giardiose et autres flagelles intestinaux	89
	Syndrome de <i>larva migrans</i> viscéral	94
	Microsporidiose	99
	Oxyurose	104
	Taeniasis, cysticerose et autres cestodoses intestinales	108
	Toxoplasmose	113
	Trichinellose	123
	Trichocéphalose	126
Chapitre 3	Contamination transcutanée	129
	Anguillulose	130
	Ankylostomose	136
	Bilharzioses	140
	<i>Larva migrans</i> cutanée ankylostomienne (Iarbish)	148

Chapitre 4	Contamination sexuelle	151
	Trichomonose	152
Chapitre 5	Ectoparasitoses	155
	Scabiose (gale humaine)	156
	Pédiculoses	160
	Myiases	163
	Tungose	166

Partie 2. Mycologie

Chapitre 1	Démarche diagnostique et thérapeutique en mycologie médicale	171
	Diagnostic mycologique	172
	Identification des champignons filamenteux	179
	Antifongiques	189
Chapitre 2	Levures	197
	Candidoses	198
	Cryptococcose	208
	Malassezioses	211
Chapitre 3	Mycoses à champignons filamenteux	213
	Dermatophytoses	214
	Aspergilloses	229
	Mycoses émergentes	239
Chapitre 4	Autres champignons	249
	Pneumocystose	250
	Histoplasmoses	254

Partie 3. Orientation diagnostique

	Hyperéosinophilie parasitaire	261
	Fièvre du voyageur	263
	Diarrhées parasitaires	265
Index		269

PARTIE 1

Parasitologie

EXAMEN PARASITOLOGIQUE DES SELLES

GÉNÉRALITÉS

Prélèvement

- L'émission des éléments parasites étant faible et intermittente, l'analyse doit être répétée sur **3 prélèvements de selles datant de 3 jours différents** dans le but d'en augmenter la sensibilité.
- Le recueil doit être précédé, si possible, d'un **régime** de 3 jours excluant:
 - Les médicaments non résorbables, opaques ou huileux, gênant l'examen microscopique : charbon végétal, sels de magnésium, sels de kaolin, baryte, huiles laxatives, suppositoires.
 - Les aliments laissant beaucoup de résidus : légumes verts, fruits à cuticule épaisse (tomate, pêche), légumineuses, pollens diététiques, etc.

Renseignements cliniques

Des renseignements cliniques contextualisant la recherche, doivent systématiquement accompagner le prélèvement afin de guider la démarche diagnostique :

- **Signes cliniques** (diarrhée aiguë ou chronique, douleurs abdominales, fièvre, etc.) ;
- Existence d'une **hyperéosinophilie** ;
- Notion de **voyage** en région tropicale ;
- **Statut immunitaire** du patient ;
- **Traitements** pris préalablement.

Conditions de conservation pré-analytique

L'examen doit être pratiqué le plus rapidement possible après le recueil des selles :

- Durée de conservation optimale : **< 4 h à température ambiante** (à défaut < 12 h) ;
- En cas de selles sanglantes (nécessitant une recherche de formes végétatives d'amibes) : délai pré-analytique **< 1 h**. Le recueil est idéalement réalisé au laboratoire.

En cas d'utilisation d'une technique permettant de fixer les formes végétatives (ex : MIF), l'échantillon peut être conservé jusqu'à **4 jours à +4 °C** pour la réalisation des concentrations.

Analyse

La prise d'essai doit être réalisée à plusieurs endroits dans l'échantillon (profonds et superficiels), en priorité dans les parties glaireuses ou sanglantes.

L'examen parasitologique des selles comporte 3 étapes :

- L'examen **macroscopique** ;
- L'examen **microscopique direct** ;
- L'examen **microscopique après concentration** selon 2 techniques au choix.

EXAMEN MICROSCOPIQUE

Caractérisation de l'**aspect des selles**

- Consistance : moulée, molle, pâteuse, liquide (selon l'échelle de Bristol) ;
- Couleur, présence de sang et/ou de glaires : glaireuse, glairo-sanglante, sanglante, afécale.

Recherche d'**helminthes visibles à l'œil nu** :

- Proglottis de *Taenia* sp. ;
- Vers adultes d'*Oxyure* ou d'*Ascaris* spp.

EXAMEN MICROSCOPIQUE DIRECT

Réalisé le plus **rapidement** possible après le recueil de selles.

En cas d'examen différé, l'utilisation d'un fixateur (ex : solution de MIF) permettant de conserver les formes végétatives est nécessaire.

Préparation

- Diluer une noix de selles dans du sérum physiologique (en quantité adaptée à la consistance) ;
- Déposer une goutte de la dilution obtenue entre lame et lamelle.

Lecture au microscope optique (grossissement X 100, quelques champs observés au X 200) :

- Noter la présence de **hématies**, de **leucocytes** et/ou de **cristaux de Charcot-Leyden** ;
- Recherche et identification de **parasites** : en particulier, formes végétatives mobiles de flagellés ou d'amibes, œufs d'helminthes, larves d'anguillules ou d'ankylostomes.

Cristaux de Charcot-Leyden

Formés par cristallisation des lysophospholipases présentes dans les granulations des polynucléaires éosinophiles, leur présence atteste d'une **hyperéosinophilie digestive** (d'origine parasitaire ou non).

Cristaux de Charcot-Leyden :
cristaux en forme d'**aiguilles de boussole**, très réfringentes et polymorphes en taille.



Cristaux de Charcot-Leyden

À distinguer des **cristaux végétaux** d'origine alimentaire (asperge, ananas, kiwi) : cristaux en forme d'aiguilles fines, de taille uniforme et regroupés en fagot.



Cristaux d'asperge

EXAMEN MICROSCOPIQUE APRÈS CONCENTRATION

Objectifs :

- Éliminer les débris afin d'augmenter la lisibilité;
- Concentrer les éléments parasitaires.

Méthodes monophasiques

Basées sur des principes de concentration **physique** (différence de densité entre les débris et les parasites). Peu utilisées en pratique.

Méthodes monophasiques		
Principe	Sédimentation Dilution dans un liquide de densité < à celle des éléments parasitaires	Flottaison Dilution dans un liquide de densité > à celle des éléments parasitaires
Exemple	Technique de Faust et Ingalls	Technique de Willis
Préparation	<ul style="list-style-type: none"> • Préparer une solution hypotonique (eau glycinée 0,5 % ou solution d'alcool à 90° diluée au 10 %); • Diluer la selle dans la solution; • Effectuer 3 cycles de sédimentation (1 h, 45 min, 30 min) – décantation; • Observer le dernier sédiment au microscope optique (X 200). 	<ul style="list-style-type: none"> • Préparer une solution hypertonique (à base de sels alcalins ou de métaux lourds); • Diluer la selle au 1/10 dans la solution; • Passer au tamis puis centrifuger; • Observer le surnageant en surface au microscope optique (X 200).
Intérêts	<ul style="list-style-type: none"> • Simple, peu onéreux • Utilisable pour la recherche d'œufs de schistosomes 	<ul style="list-style-type: none"> • Simple • Utilisable pour la recherche d'œufs d'<i>Ascaris</i> et d'<i>ankylostomes</i>
Limites	<ul style="list-style-type: none"> • Quantité de selles utilisée importante • Chronophage • Inefficace pour la recherche de kystes de protozoaires 	<ul style="list-style-type: none"> • Peu efficace pour les œufs de douves et de schistosomes (trop denses) • Inefficace pour la recherche de kystes de protozoaires

Méthode de Faust : combinaison des deux principes avec utilisation successive de solutions hypertonique et hypotoniques avec centrifugation / sédimentation / flottaison.

Méthodes diphasiques

Techniques **les plus utilisées**.

Basées sur des principes de concentration **physico-chimique** :

- Physique : étape de sédimentation et de centrifugation;
- Chimique : utilisation de 2 phases non-miscibles créant un coefficient de partage des particules.
 - Phase aqueuse (densité < à celle des éléments parasitaires) : dilution des matières fécales.
 - Phase organique lipophile (hydrophobe) : élimination des débris.

En pratique : l'examen parasitologique des selles (méthode diphasique)

Ritchie modifié, Bailenger, MIF

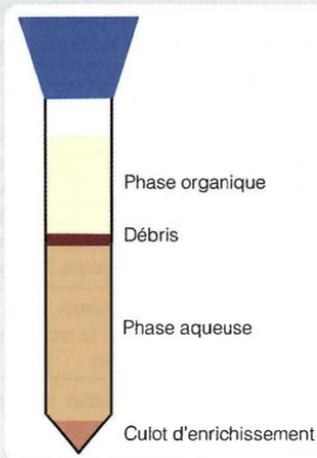
Principe : concentration des œufs d'helminthes et des protozoaires intestinaux par méthode physico-chimique.

Matériel

- Verre à pied et agitateur en verre ;
- Réactifs (phases aqueuse et organique, propres à la technique utilisée) ;
- Tubes coniques avec bouchons, pipettes de transfert, lames porte-objet, lamelles ;
- Centrifugeuse, microscope optique.

Préparation

1. Dans un verre à pied : diluer une grosse noix de selles (2 à 5 g) dans 5 à 10 fois son volume de solution aqueuse.
2. Laisser sédimenter moins d'une minute (afin d'éviter la sédimentation des œufs denses) ou tamiser pour éliminer les gros débris.
3. Prélever et transférer une partie de la solution aqueuse de surface dans un tube à fond conique.
4. A ajouter la phase organique à volume égal.
5. Émulsionner par agitation vigoureuse puis centrifuger (2 à 3 min, 200 – 500 g)
6. Éliminer par retournement le surnageant (composé de la phase organique, des débris et de phase aqueuse).
7. Récupérer le culot d'enrichissement, le diluer si besoin avec de l'eau physiologique et le déposer en totalité entre lame et lamelle.



Lecture au microscope optique (grossissement X 200) : recherche et identification de parasites.

Intérêts :

- Techniques rapides et simples.
- Action dissolvante des produits chimiques utilisés permettant l'élimination des débris afin de faciliter la lecture.
- Utilisable pour la recherche de nombreux parasites : œufs d'helminthes, kystes de protozoaires (flagellés, amibes), certaines coccidies intestinales (*Cyclospora cayatanensis*, *Cystoisospora belli*, *Sarcocystis* spp.), *Blastocystis* spp.

Limites

- Faux négatifs liés à la dilution importante de l'échantillon (faible quantité de selles analysée).
- Utilisation de réactifs toxiques (éther, formol, merthiolate)

Méthodes diphasiques			
Technique	Ritchie modifié	Bailenger	MIF
Phase aqueuse	Solution d'eau physiologique formolée (NaCl 0,9 %, formol 10 %)	Acétate de sodium (15 g), acide acétique (3,6 ml) qsp 1 l d'eau pH 5	Merthiolate-Iode-Formol
Phase organique	Éther		
Intérêts	<ul style="list-style-type: none"> Morphologie préservée des kystes de protozoaires. Facteur de concentration important (> 10 fois) 	<ul style="list-style-type: none"> Existe en kits commercialisés (dispositifs à usage unique) Facteur de concentration important (> 10 fois) 	<ul style="list-style-type: none"> Coloration rouge des éléments parasitaires Existe en kits commercialisés (dispositifs à usage unique). Conserve les formes végétatives.
Limites	<ul style="list-style-type: none"> Mauvaise concentration des œufs (en particulier d'oxyure); Pas de kit commercialisé. 	<ul style="list-style-type: none"> Mauvaise concentration des œufs (en particulier d'oxyure); Ne conserve pas les formes végétatives. 	<ul style="list-style-type: none"> Facteur de concentration plus faible que les autres techniques (5-10 fois).

Variantes (dérivées des méthodes diphasiques classiques)

- Techniques utilisant des réactifs moins toxiques: iodésine (remplaçant le MIF), acétate d'éthyl (remplaçant l'éther).
- Techniques sans solvant utilisant des filtres pour éliminer les gros débris.

Intérêts

- Kits commercialisés (dispositifs à usage unique) permettant une plus grande reproductibilité de la manipulation (prise d'essai calibrée, volume fixe des réactifs, etc.);
- Non dangereux pour les manipulateurs.

Limites

- Facteurs de concentration globalement plus faibles (variables selon les kits),
- Culots d'enrichissement plus importants.
- Lecture plus difficile (persistance de nombreux débris).

Méthodes par éclaircissement

Technique de Kato : recherche uniquement des œufs d'helminthes.

Préparation

- Faire tremper une bande de cellophane dans la solution de Kato (eau glycinée, vert malachite 3%) pendant 24h.

- Réaliser un frottis épais de selles sur une lame porte-objet.
- Recouvrir par la bande de cellophane imprégnée.
- Écraser 3 fois sous un papier buvard.
- Laisser à température ambiante pendant 24 h.

Lecture au microscope optique (grossissement X 100): recherche d'œufs d'helminthes.

Intérêts

- Technique simple et peu coûteuse.
- Observation d'une grande quantité de selles (absence de dilution de l'échantillon).
- Quantification possible si poids de selles déterminé au départ.

Limites

- Ne permet pas de rechercher les autres types de parasites (protozoaires).

IDENTIFICATION D'UN ÉLÉMENT PARASITAIRE

Étude morphologique des éléments observés, parmi lesquels :

- la **mobilité** (pour les formes végétatives);
- la **taille** et la **forme** des éléments (régulière, sans aspérité);
- la **couleur**;
- la **réfringence** plus ou moins prononcée;
- le **contenu** (noyaux, flagelles, etc.).

L'identification est réalisée par **comparaison** entre les éléments observés et les caractéristiques décrites pour les différentes espèces parasitaires.

Pour certaines espèces, l'identification peut être aidée par la biologie moléculaire (PCR spécifique) ou la recherche de copro-antigènes.

LES TECHNIQUES SPÉCIFIQUES

Certains parasites intestinaux ne sont pas détectables par examen parasitologique des selles standard. Leur recherche nécessite de mettre en œuvre des techniques spécifiques (détaillées dans les chapitres dédiés à ces parasites).

Techniques spécifiques utilisées pour la recherche de parasites intestinaux	
Parasite	Technique spécifique
Œufs d'oxyure et de <i>Taenia</i>	Test à la cellophane adhésive
Larves d'anguillule	Technique de Baermann
Identification des larves d'ankylostomidés	Coproculture d'Harada-Mori
Cryptosporidies	Coloration de Ziehl-Neelsen
Microsporidies	Coloration de Van Gool Coloration trichromique de Weber

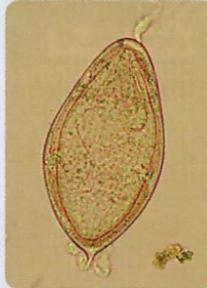
En pratique : les principaux œufs d'helminthes
pouvant être observés lors d'un examen parasitologique des selles

200 μm

Fasciola hepatica



Schistosoma mansoni



Schistosoma haematobium



Necator americanus

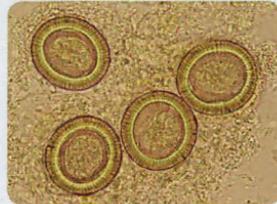


100 μm

Ascaris lumbricoides



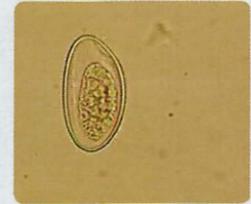
Taenia saginata



Trichuris trichiura

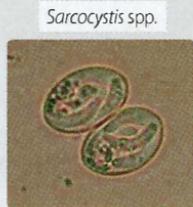
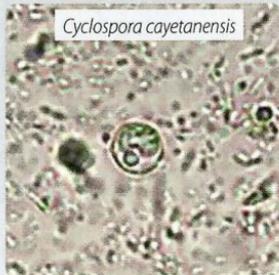
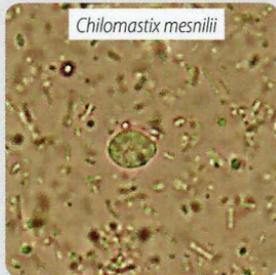
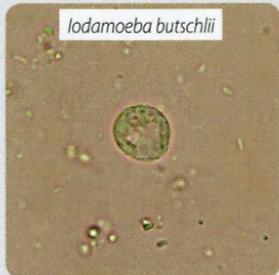
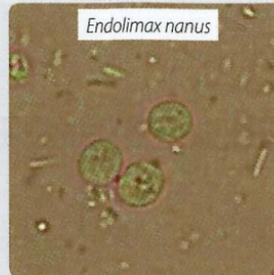
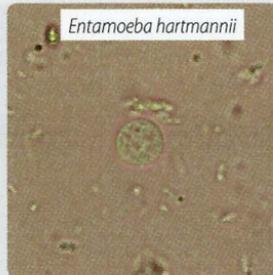


Enterobius vermicularis



En pratique : les principaux protozoaires
pouvant être observés lors d'un examen parasitologique des selles

50 µm



* Photo avec coloration

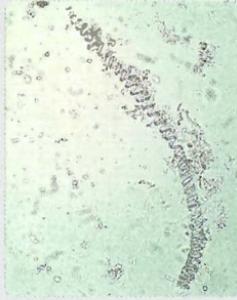
En pratique: exemples de « faux parasites »
pouvant être trouvés à l'examen parasitologique des selles

Certains résidus alimentaires, graisses, pollens, spores de champignons pouvant être présents dans les selles peuvent ressembler à des éléments parasitaires.

Cellules épithéliales



Fibre végétale spiralee



Spores de morilles



Spores de truffe



Pollen de pin



Bulles d'air



Oocyste de *Peronospora pisi*



Pollen



Pollen



* Photo avec coloration

CHAPITRE 1

Contamination vectorielle

FILARIOSES ○

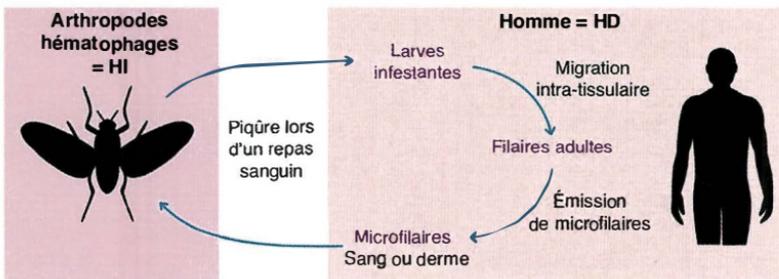
Hyperéosinophilie
Séjour en zone d'endémie

Helminthe
Nématode

- Nématodes transmis par la piqûre d'insectes hématophages.
- Les vers adultes sont situés dans les tissus lymphoïdes, dermiques ou sous-cutanés et produisent des larves appelées microfaires.
- **Filaires à microfaires sanguines**
 - *Loa loa*;
 - Filaires lymphatiques (*Wuchereria bancrofti*, *Brugia malayi*);
 - *Mansonella pertans*.
- **Filaires à microfaires dermiques** (exceptionnellement vues en France)
 - *Onchocerca volvulus*;
 - *Mansonella streptocerca*.

CYCLE PARASITAIRE

Hétéroène



FILAIRES À MICROFILAIRES SANGUINES

ÉPIDÉMIOLOGIE

- Zones d'endémie variables selon les espèces.
- En France : uniquement des cas d'importation (essentiellement *Loa loa* et *Mansonella pertans*).

MODE DE CONTAMINATION

- Inoculation lors d'une piqûre par un arthropode hématophage femelle.

DIAGNOSTIC

Signes d'orientation biologique : hyperéosinophilie importante (> 2 G/L).

Stratégie diagnostique

En 1^{ère} intention : recherche de microfilaires circulantes ;

En 2^{ème} intention : sérologie.

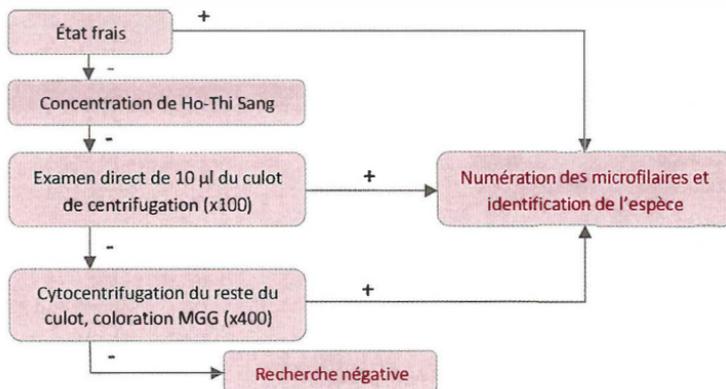
Diagnostic direct

Recherche de microfilaires circulantes

Prélèvement : sang total (EDTA), prélevé selon la périodicité des microfilaires.

Périodicité des filaires à microfilaires sanguines				
Espèce	<i>Loa loa</i>	<i>W. bancrofti</i>	<i>B. malayi</i>	<i>M. pertans</i>
Périodicité des microfilaires	Diurne	Nocturne	Nocturne	Apériodique
Période de prélèvement	11 ^h – 15 ^h	23 ^h – 2 ^h	23 ^h – 2 ^h	Indifférent

Stratégie pour la recherche directe de microfilaires sanguines



État frais

Préparation : déposer 10 µl de sang total homogénéisé entre lame et lamelle.

Lecture au microscope optique (grossissement x 100) : recherche de microfilaries mobiles entre les hématies.



Concentration de Ho-Thi Sang

Préparation

- Mélanger 2,5 ml de sang total et 5 ml de sérum physiologique dans un tube à hémolyse.
- Ajouter 6 gouttes de solution de saponine à 2 % et agiter (lyse des hématies).
- Centrifuger à 2000 tours/min pendant 10 minutes.
- Éliminer le surnageant et reprendre le culot dans 110 µl de sérum physiologique.
- Déposer 10 µl entre lame et lamelle.
- Cytocentrifuger les 100 µl restants et colorer au MGG.

Lecture au microscope optique (grossissement x 100) : recherche de microfilaries.

Numération des microfilaries par la technique de la goutte épaisse calibrée

Préparation

- Étaler une goutte de sang de 10 µl en un carré de 1 cm de côté sur une lame.
- Sécher la lame.
- Colorer au Giemsa dilué à 10 % pendant 20 minutes, laver et sécher la lame.

Lecture au microscope optique (grossissement x 100) : compter le nombre de microfilaries et multiplier par 100 pour obtenir le nombre de microfilaire / ml.

Identification de l'espèce

Analyse morphologique des microfilaries sur frottis mince ou goutte épaisse colorée au MGG. (cf. tableaux).

Test antigénique

Test immunochromatographique rapide utilisé pour le dépistage de masse de *W. bancrofti*.

Diagnostic indirect

Sérologie

Dépistage par technique ELISA ou IFI.

Confirmation par Western blot.

Utilisent des Ag hétérologues d'*Acanthocheilonema vitae* ou *Ascaris suum*.
Sensibilité 70-90 % dans les loases, ≈ 50 % dans les filarioses lymphatiques.

Limites

- Ne permet pas le diagnostic d'espèce.
- Peu spécifique: nombreuses réactions croisées (anguillulose, distomatose et échinococcose).
- Cicatrice sérologique fréquente : mauvais marqueur de suivi après traitement.

ÉPIDÉMIOLOGIE

- Répartition limitée à 10 pays d'Afrique subsaharienne ;
- Prévalence estimée à ≈ 10 millions de cas.

MODE DE CONTAMINATION

- Vecteur: chrysops (biotope: forêts chaudes et humides)

POUVOIR PATHOGÈNE

Loase (ou loaose)

Nombreux cas asymptomatiques.

Période d'incubation asymptomatique.

Phase d'état ☉ 3 mois après la contamination

- **Œdème de Calabar**: réaction allergique œdémateuse fugace et migratrice (visage, bras et torse);
- **Manifestations oculaires**: migration du ver adulte (mesurant 2 à 7 cm) sous la peau des paupières ou sous la conjonctive (larmoiement, photophobie);
- **Reptation** du vers adulte sous la peau: prurit localisé, souvent après traitement par diéthylcarbamazine.



Répartition géographique de la *Loa loa*

IDENTIFICATION DES MICROFILAIRES

Microfilaires de *Loa loa*

Périodicité	Diurne
Taille	200 – 300 µm
Gaine	Courte, peu ou pas colorée
Espace céphalique	Long
Noyaux somatiques	Irréguliers et se chevauchant
Extrémité postérieure	Effilée avec un noyau terminal

