

# CHAPITRE e25

## Diagnostic biologique des infections parasitaires

Sharon L. Reed  
Charles E. Davis

Un historique soigneux de la maladie du patient est la pierre angulaire du diagnostic des parasitoses. Les caractéristiques épidémiologiques de la maladie sont particulièrement importantes, car le risque d'acquisition est, dans de nombreuses parasitoses, étroitement lié aux activités professionnelles, aux loisirs ou aux voyages dans des régions de forte endémicité. Sans une connaissance de base de l'épidémiologie et du cycle de vie des principaux parasites, une approche systématique du diagnostic des infections parasitaires est difficile à envisager. Par conséquent, la classification médicale des parasites importants pour l'homme met l'accent, dans ce chapitre, sur leur distribution géographique, leur mode de transmission, la localisation anatomique et les stades de leur cycle de vie chez l'homme. Le texte et les tableaux sont établis pour servir de guide aux procédures correctes de diagnostic des principales parasitoses ; de plus, le lecteur est orienté vers d'autres chapitres contenant une information plus complète au sujet de chaque infection (voir Chapitres 209 à 220). Les tableaux e25-I à e25-III résumant la distribution géographique, les localisations anatomiques et les méthodes de diagnostic biologique, respectivement des vers plats, des vers ronds, et des protozoaires.

Le praticien ne doit pas seulement choisir les méthodes correctes de diagnostic, il doit aussi conseiller ses patients sur la manière de procéder pour que les prélèvements soient faits de manière adéquate et pour qu'ils arrivent rapidement au laboratoire. Par exemple, le diagnostic de filariose de Bancroft n'a guère de chance d'être confirmé par le laboratoire si le sang n'est pas prélevé vers minuit, quand les microfilaires sont actives. Le personnel de laboratoire et les anatomopathologistes doivent être prévenus si une infection parasitaire est suspectée. La collaboration permanente avec l'équipe du laboratoire et les anatomopathologistes augmente la probabilité avec laquelle les parasites des liquides corporels et des prélèvements biopsiques seront recherchés avec soin, par les personnes les plus compétentes.

### ■ PARASITES INTESTINAUX

La plupart des helminthes et des protozoaires sont éliminés par les selles. Le patient doit recueillir les selles dans un récipient en carton propre et inscrire le moment du recueil sur le récipient. La contamination par l'eau, qui peut contenir des protozoaires libres, ou par l'urine (qui peut endommager les trophozoïtes) doit être évitée. Les échantillons de selles doivent être recueillis avant l'ingestion de baryte ou d'un autre produit de contraste utilisé en radiologie, et avant tout traitement par des anti-diarrhéiques et des anti-acides, car ces substances modifient la consistance des selles et interfèrent avec la détection des parasites au microscope. La plupart des parasites étant éliminés dans les selles de façon cyclique, il faut examiner au moins trois échantillons de selles, recueillis un jour sur deux. L'examen d'un seul échantillon peut être deux fois moins sensible. Quand les délais de transport au laboratoire sont inévitables, les selles prélevées doivent être conservées dans de l'alcool polyvinyle afin

de préserver les trophozoïtes des protozoaires. De nouveaux kits de prélèvement indiquant aux patients comment transférer des échantillons directement dans un milieu permettant de fixer et de conserver les bactéries peut améliorer la préservation des trophozoïtes. La congélation préserve aussi les trophozoïtes pendant quelques heures, les kystes des protozoaires et les œufs des helminthes pendant plusieurs jours.

L'examen des selles est à la fois macroscopique et microscopique. Des selles liquidiennes ou molles sont plus à même de contenir des trophozoïtes que des selles formées, mais des kystes de protozoaires et des helminthes à tous les stades de leur cycle peuvent être trouvés dans des selles formées. Si des vers adultes et des anneaux de ténia sont observés, ils doivent être transportés rapidement au laboratoire, ou être lavés et placés dans un fixateur pour être ensuite examinés. Le seul ténia ayant des anneaux mobiles est *Taenia saginata*, le ténia du bœuf, que les patients amènent parfois à leur médecin. La motilité est une importante caractéristique distinctive, car les œufs de *T. saginata* et ceux de *T. solium*, responsable de la cysticercose, ne peuvent pas être distingués sur leur morphologie.

L'examen microscopique des selles n'est pas complet tant que l'examen direct d'étalements de selles à l'état frais n'a pas été effectué et que des techniques de concentration et des techniques de coloration des frottis de selles n'ont pas été utilisées. Avant d'accepter la négativité d'un résultat de recherche d'œufs et de parasites, le praticien doit insister auprès du laboratoire sur la nécessité de mettre en œuvre ces procédures, si cela n'a pas été fait. Certains parasites intestinaux sont plus facilement détectés dans un matériel autre que les selles. Par exemple, l'examen des prélèvements duodénaux est parfois nécessaire pour détecter des larves de *Giardia lamblia*, *Cryptosporidium* et *Strongyloides*. L'utilisation du test à la « cellophane adhésive » (test de Graham, NdT) pour détecter des oxyures sur la peau péri-anale peut révéler des œufs de *T. saginata* déposés autour de l'anus quand des anneaux mobiles du parasite se désintègrent (Tableau e25-IV).

Deux solutions sont utilisées en pratique courante pour préparer des étalements frais visant à identifier des helminthes et des protozoaires à divers stades de leur vie : la dilution d'un fragment de selles dans du sérum salé physiologique, examiné entre lame et lamelle pour l'identification des trophozoïtes, des kystes, des œufs et des larves ; la dilution par une solution diluée d'iode, pour l'identification des kystes de protozoaires et des œufs. La solution d'iode ne doit jamais être utilisée pour rechercher des trophozoïtes, car elle tue les parasites et fait ainsi disparaître leur mobilité caractéristique.

Les deux principales techniques de concentration pour rechercher des kystes et des œufs en petite quantité sont la sédimentation dans le formol-éther et la flottaison dans le sulfate de zinc. La technique utilisant le formol-éther est préférable, car tous les parasites sédimentent, alors que tous ne flottent pas. Des lames colorées pour la recherche de trophozoïtes doivent être préparées avant la concentration. D'autres lames colorées pour la recherche de kystes et d'œufs peuvent être préparées à partir du concentré.

Dans de nombreux cas, en particulier pour différencier *Entamoeba histolytica* des autres amibes, l'identification de parasites sur des étalements frais ou des concentrés doit être considérée comme provisoire. Les lames colorées permettent l'étude des détails cellulaires nécessaires à l'identification. La coloration à l'hématoxyline ferrique est excellente pour un travail précis, mais la coloration au trichrome, qui peut être obtenue en 1 heure, est satisfaisante car elle révèle aussi les parasites dans les échantillons de selles conservées dans l'alcool polyvinyle. La coloration d'acidorésistance modifiée et l'examen en fluorescence à l'auramine sont des compléments utiles pour la détection et l'identification de diverses espèces de protozoaires intestinaux, dont *Cryptosporidium* et *Cyclospora*. Les microsporidies, qui sont responsables de diarrhée chronique chez les patients infectés par le VIH, peuvent être manqués à moins qu'une coloration spéciale au trichrome modifié ne soit réalisée (voir Tableau e25-III).

TABLEAU e25-I Infections à vers plats.

Parasite	Distribution géographique	Hôtes du cycle de vie		Diagnostic			
		Intermédiaires (transmission)	Définitifs	Stade parasitaire	Liquide corporel ou tissu	Tests sérologiques	Autres
<b>Ténias (Cestodes)</b>							
Ténias intestinaux							
<i>Tænia saginata</i> (ténia du bœuf)	Mondiale	Bœuf	Homme	Œufs, anneaux	Fèces	–	Segments mobiles
<i>Hymenolepis nana</i> (ténia nain)	Mondiale	Blatte des céréales	Homme, souris <sup>(1)</sup>	Œufs	Fèces	–	–
<i>Diphyllobothrium latum</i> (ténia du poisson)	Mondiale	Cyclops-poisson <sup>(2)</sup>	Homme, autres mammifères	Œufs, anneaux	Fèces	–	Anémie mégaloblastique (1 p. 100 des cas)
<i>T. solium</i> <sup>(3)</sup> (ténia du porc)	Mondiale	Porc	Homme	Œufs, anneaux	Fèces	WB	En particulier Mexique, Amérique centrale et du Sud, Afrique
Ténias somatiques							
<i>Echinococcus granulosus</i> (kyste hydatique)	Régions d'élevage du mouton et de chasse	Mouton, chameau, homme, autres	Chien	Hydatide	Poumon, foie	WB, EIA	Cliché thoracique, TDM, IRM
<i>E. multilocularis</i> (échinococcose alvéolaire)	Régions subarctiques	Rongeurs, homme	Renard, chien, chat	Hydatide	Foie	–	Peut ressembler radiologiquement à un carcinome cholangiocellulaire
<i>T. solium</i> <sup>(3)</sup> (ténia du porc)	Mondiale	Porc, homme	Homme	Cysticerque	Muscles, SNC	WB	TDM, IRM, radiographie
<b>Trématodes</b>							
Douves intestinales							
<i>Fasciolopsis buski</i>	Chine, Inde	Mollusques – châtaignes d'eau	Homme	Œufs	Fèces	–	–
<i>Heterophyes heterophyes</i>	Extrême-Orient, Inde	Mollusques – poissons	Homme	Œufs	Fèces	–	–
<i>Metagonimus yokogawai</i>	Extrême-Orient, Balkans, Afrique du Nord	Mollusques – poissons	Homme	Œufs	Fèces	–	–
Douves hépatiques							
<i>Clonorchis sinensis</i>	Chine, Asie du Sud-Est	Mollusques – poissons	Homme	Œufs	Fèces, bile	–	Cholangite bactérienne récidivante
<i>Fasciola hepatica</i>	Régions d'élevage du mouton	Mollusques – cresson sauvage	Homme, mouton	Œufs	Fèces <sup>(4)</sup> , bile	EIA	Cirrhose, hypertension portale
Douves pulmonaires							
<i>Paragonimus</i> sp.	Orient, Afrique, Amérique	Mollusques-crabes/écrevisses	Homme, autres mammifères	Vers adultes, œufs	Poumon, expectoration, fèces	WB, EIA	Cliché thoracique, TDM, IRM
Douves du sang							
<i>Schistosoma mansoni</i>	Afrique, Amérique centrale et du Sud, Antilles	Mollusques	Homme	Œufs, vers adultes	Fèces	EIA, WB	Biopsie rectale, biopsie hépatique
<i>S. hæmatobium</i>	Afrique	Mollusques	Homme	Œufs, vers adultes	Urine	WB	Foie, urine ou biopsie vésicale
<i>S. japonicum</i>	Extrême-Orient	Mollusques	Homme	Œufs, vers adultes	Fèces	WB	Biopsie de foie

(1) Les larves peuvent aussi arriver à maturité dans les villosités intestinales de l'homme et des souris.

(2) Quand il y a deux hôtes intermédiaires, le premier est séparé du deuxième par un tiret. Les hôtes définitifs sont infectés par le deuxième hôte intermédiaire.

(3) *T. solium* peut déterminer soit des infections intestinales, soit une cysticerose. Ses œufs sont identiques à ceux de *T. saginata* ; les scolex et les anneaux des deux espèces sont différents.

(4) Les œufs atteignent rarement les fèces durant la maladie aiguë.

EIA : test immuno-enzymatique ; IRM : imagerie par résonance magnétique ; SNC : système nerveux central ; TDM : tomodensitométrie ; WB : Western-blot. Les tests sérologiques indiqués dans les tableaux e25-I, e25-II et e25-III sont disponibles dans le commerce auprès du CDC d'Atlanta.

TABLEAU e25-II Infections à vers ronds.

Parasite	Distribution géographique	Hôtes du cycle de vie		Diagnostic			
		Intermédiaires (transmission)	Définitifs	Stade parasitaire	Liquide corporel ou tissu	Tests sérologiques	Autres
<b>Vers ronds intestinaux</b>							
<i>Enterobius vermicularis</i> (oxyure)	Régions tempérées et tropicales	Fécale-orale	Homme	Œufs	Peau péri-anale	–	Test à la « cellophane adhésive »
<i>Trichuris trichiura</i> (trichocéphale)	Régions tempérées et tropicales	Sol, fécale-orale	Homme	Œufs	Fèces	–	Prolapsus rectal
<i>Ascaris lumbricoides</i> (ver rond de l'homme)	Régions tempérées et tropicales	Sol, fécale-orale	Homme	Œufs	Fèces	–	Sx de migration pulmonaire
<i>Ancylostoma duodenale</i> (ankylostome de l'Ancien Monde)	Eurasie, Afrique, Pacifique	Sol à peau	Homme	Œufs/larves	Fèces	–	Sx de migration pulmonaire, anémie
<i>Necator americanus</i> (ankylostome du Nouveau Monde)	États-Unis, Afrique, monde entier	Sol à peau	Homme	Œufs/larves	Fèces	–	Sx de migration pulmonaire, anémie
<i>Strongyloides stercoralis</i> (anguillule)	Régions humides tropicales et subtropicales	Sol à peau	Homme	Larves	Fèces, expectoration, liquide duodéal	EIA	Dissémination en cas de déficit immunitaire
<i>Capillaria philippinensis</i>	Asie du Sud-Est, Taïwan, Égypte	Poisson cru	Oiseaux	Œufs/larves, adultes	Selles	–	Malabsorption/auto-infection, biopsie
<b>Vers ronds tissulaires</b>							
<i>Trichinella spiralis</i> (trichinose)	Monde entier	Porc/homme	Porc/homme	Larves	Muscle	EIA	Biopsie musculaire
<i>Wuchereria bancrofti</i> (filariose)	Régions côtières tropicales et subtropicales	Moustiques	Homme	Microfilaires	Sang, ganglions lymphatiques	EIA, RAPID	Périodicité nocturne <sup>(1)</sup>
<i>Brugia malayi</i> (filariose)	Asie, sous-continent indien	Moustiques	Homme	Microfilaires	Sang	EIA, RAPID	Nocturne
<i>Loa loa</i> (filariose oculaire africaine)	Afrique de l'Ouest et centrale	Taon ( <i>Chrysops</i> )	Homme	Microfilaires	Sang	RAPID	Peut être visible dans l'œil, diurne
<i>Onchocerca volvulus</i> (cécité des rivières)	Afrique, Mexique, Amérique centrale et du Sud	Simulies	Homme	Vers adultes/larves	Peau/œil	–	Examen des nodules ou biopsie cutanée exsangue
<i>Dracunculus medinensis</i> (ver de Guinée)	Afrique	<i>Cyclops</i>	Homme	Vers adultes/larves	Peau	–	Peut être visible dans la lésion
<i>Angiostrongylus cantonensis</i>	Asie du Sud-Est, Pacifique, Caraïbes	Serpents/limaces, crevette/poisson	Rats	Larves	LCR (trouvé rarement)	–	Méningite à éosinophiles
<b>Syndromes de larva migrans</b>							
<i>Ancylostoma braziliense</i> (éruption rampante)	Régions tropicales et tempérées	Sol à peau	Chiens/chats, homme	Larves	Peau	–	Ankylostome du chien et du chat
<i>Toxocara canis</i> et <i>T. cati</i> (larva migrans viscérale)	Régions tropicales et tempérées	Sol, fécale-orale	Chiens/chats, homme	Larves	Viscères, SNC, œil	EIA	Due aussi à des vers ronds d'autres espèces

(1) Du sang doit être prélevé à minuit, sauf dans les infections contractées dans le Pacifique Sud.

EIA : test immuno-enzymatique ; RAPID : *rapid immunographic assay* ; SNC : système nerveux central ; Sx : symptômes/signes.

## ■ PARASITES DU SANG ET DES TISSUS

L'invasion de tissus par des protozoaires ou des helminthes rend plus difficile le choix des techniques de diagnostic. Par exemple, le praticien doit savoir que la ponction-aspiration d'un abcès amibien du foie ne permet que rarement d'identifier *E. histolytica*, car les trophozoïtes sont principalement localisés dans la paroi de l'abcès. Il doit se souvenir que l'étude du culot urinaire est la meilleure façon de mettre en évidence *Schistosoma haematobium* chez le jeune Éthiopien migrant ou chez le voyageur américain revenant d'Afrique et présentant une hématurie. Les [tableaux e25-I à e25-III](#) qui indiquent la distribution géographique

et les localisations anatomiques des principaux parasites tissulaires, doivent aider le praticien à choisir le liquide corporel ou le site à biopsier adéquat, devant faire l'objet d'un examen au microscope. Les [tableaux e25-V et e25-VI](#) fournissent des informations supplémentaires concernant l'identification des parasites dans des échantillons provenant de localisations anatomiques spécifiques. Les méthodes de détection de parasites dans d'autres liquides corporels sont semblables à celles utilisées pour l'examen des selles. Le praticien doit insister sur la réalisation d'un examen à l'état frais, des techniques de concentration et de l'examen de frottis colorés, de tout liquide biologique. La coloration

**TABLEAU e25-III Infections à protozoaires.**

Parasite	Distribution géographique	Hôtes du cycle de vie		Diagnostic			
		Intermédiaires (transmission)	Définitifs	Stade parasitaire	Liquide corporel ou tissu	Tests sérologiques	Autres
<b>Protozoaires intestinaux</b>							
<i>Entamoeba histolytica</i> (amibiase)	Mondiale, surtout les régions tropicales	Fécale-orale	Homme	Trophozoïtes, kystes	Fèces, foie	EIA, détection d'antigène	Ultrasons, TDM du foie, PCR
<i>Giardia lamblia</i> (giardiase)	Mondiale	Fécale-orale	Homme	Trophozoïtes, kystes	Fèces	Détection d'antigène	Test au fil de nylon, IFD, PCR
<i>Isospora belli</i>	Mondiale	Fécale-orale	Homme	Oocystes	Fèces	–	Acido-résistance <sup>(1)</sup> (coloration)
<i>Cryptosporidium</i>	Mondiale	Fécale-orale	Homme, autres animaux	Oocystes	Fèces	Détection d'antigène	Acido-résistance <sup>(1)</sup> , IFD, biopsie, PCR
<i>Cyclospora cayentanensis</i>	Mondiale ?	Fécale-orale	Homme, autres animaux ?	Oocystes	Fèces	–	Acido-résistance <sup>(1)</sup> , safranine modifiée, autofluorescence, biopsie, PCR
Microsporidies ( <i>Enterocytozoon bieneusi</i> , <i>Encephalitozoon</i> sp.) (microsporidiose)	Mondiale ?	?	Animaux, homme	Spores	Fèces	–	Trichrome modifié, biopsie, PCR
<b>Amibes libres</b>							
<i>Nægleria</i>	Mondiale	Eau chaude	Homme	Trophozoïtes, kystes	SNC, fosses nasales	IFD	Biopsie, écouvillonnage nasal, culture
<i>Acanthamoeba</i>	Mondiale	Sol, eau	Homme	Trophozoïtes, kystes	SNC, peau, cornée	IFD	Biopsie, grattages, culture
<i>Balamuthia</i>	Amérique	Sol ?	Homme, autres animaux	Trophozoïtes, kystes	Cerveau	IFD	Biopsie
<b>Protozoaires du sang et des tissus</b>							
<i>Plasmodium</i> sp. (paludisme)	Subtropicale et tropicale	Moustiques	Homme	Asexué	Sang	Utilisation limitée	PCR
<i>Babesia microti</i> (babésiose)	États-Unis, en particulier Nouvelle-Angleterre	Tiques	Rongeurs, homme	Asexué	Sang	IFI	Animal asplénique, PCR
<i>Trypanosoma rhodesiense</i> (maladie du sommeil africaine)	Afrique de l'Est subsaharienne	Mouches tsé-tsé	Homme, herbivores	Tryp.	Sang, LCR	IFI <sup>(2)</sup>	Également chancre, ganglions lymphatiques
<i>T. gambiense</i> (maladie du sommeil africaine)	Afrique de l'Ouest subsaharienne	Mouches tsé-tsé	Homme, porcs	Tryp.	Sang, LCR	Agglutination sur carte <sup>(2)</sup> , IFI	Également chancre, ganglions lymphatiques
<i>T. cruzi</i> (maladie de Chagas)	Mexique à Amérique du Sud	Punaises réduvidées (triatomes)	Homme, chiens, animaux sauvages	Amastigotes, tryp.	Organes multiples/sang	IFI, EIA	Réactivation en cas d'immunodépression
<i>Leishmania tropica</i> , etc.	Répandue dans les régions tropicales et subtropicales	Phlébotomes ( <i>Phlebotomus</i> )	Homme, chiens, rongeurs	Amastigotes	Peau	IFI, EIA <sup>(3)</sup>	Biopsie, grattage, culture
<i>L. braziliensis</i> (cutanéo-muqueuse)	Mexique à Amérique du Sud	Phlébotomes ( <i>Lutzomyia</i> )	Homme, chiens, rongeurs	Amastigotes	Peau, muqueuses	IFI, EIA	Biopsie, grattage, culture
<i>L. donovani</i> (kala-azar)	Répandue dans les régions tropicales et subtropicales	Phlébotomes ( <i>Phlebotomus</i> )	Homme, chiens, animaux sauvages	Amastigotes	Système RE	IFI, EIA	Biopsie, culture, PCR
<i>Toxoplasma gondii</i> (toxoplasmose)	Mondiale	Homme, autres animaux	Chats	Kystes, trophozoïtes	SNC, œil, muscles, autres	EIA, IFI	PCR

(1) L'acido-résistance est au mieux mise en évidence par la coloration à l'auramine ou de Ziehl modifiée.

(2) Cartes d'agglutination fournies aux pays d'endémie par l'Organisation mondiale de la Santé.

(3) Spécificité limitée. Plus sensible pour *L. donovani* (kala-azar).

EIA : test immuno-enzymatique ; IFI : immunofluorescence indirecte ; LCR : liquide céphalorachidien ; PCR : réaction en chaîne nerveuse central ; TDM : tomodynamométrie ; Troph. : trophozoïte ; Tryp. : forme trypomastigote.

de la polymérase ; RE : réticulo-endothélial ; SNC : système

**TABLEAU e25-IV** Diagnostic biologique des parasites des fèces<sup>(1)</sup>.

Parasites et stades fécaux	Autres méthodes de diagnostic
<b>Ténias (cestodes)</b>	
<i>Taenia saginata</i> , œufs et anneaux	Test au « cellophane adhésif » péri-anal pour détecter les œufs
<i>T. solium</i> , œufs et anneaux	Sérologie ; biopsie cérébrale en cas de cysticercose
<b>Vers plats (trématodes)</b>	
<i>Clonorchis (Opisthorchis) sinensis</i> , œufs	Recherche d'œufs et de vers adultes dans la bile en cas de cholangite
<i>Fasciola hepatica</i> , œufs	Recherche d'œufs et de vers adultes dans la bile en cas de cholangite
<i>Paragonimus</i> sp., œufs	Sérologie ; expectoration ; recherche de larves dans la biopsie de poumon ou de cerveau
<i>Schistosoma</i> , œufs	Sérologie pour tous ; biopsie rectale (en particulier pour <i>S. mansoni</i> ), urine ( <i>S. haematobium</i> ), biopsie hépatique et échographie du foie
<b>Vers ronds (nématodes)</b>	
<i>Enterobius vermicularis</i> , œufs et vers adultes	Test au « cellophane adhésif » péri-anal pour détecter les œufs et les vers adultes
<i>Trichuris trichiura</i> , œufs	Aucune
<i>Ascaris lumbricoides</i> , œufs et vers adultes	Recherche de larves dans l'expectoration en cas de maladie pulmonaire
Ankylostomes, œufs et parfois larves	Recherche de larves dans l'expectoration en cas de maladie pulmonaire
<i>Strongyloides</i> , larves	Liquide duodénal ou biopsie jéjunale ; sérologie ; recherche de larves filariformes dans l'expectoration ou la biopsie pulmonaire en cas de maladie disséminée
<b>Protozoaires</b>	
<i>Entamoeba histolytica</i> , trophozoïtes et kystes	Sérologie ; recherche de trophozoïtes dans la biopsie hépatique
<i>Giardia lamblia</i> , trophozoïtes et kystes	Liquide duodénal ou biopsie jéjunale <sup>(2)</sup>
<i>Isospora belli</i> , oocystes	Liquide duodénal ou biopsie jéjunale <sup>(2)</sup>
<i>Cryptosporidium</i> , oocystes	Liquide duodénal ou biopsie jéjunale <sup>(2)</sup>
<i>Enterocytozoon bieneusi</i> , spores	Liquide duodénal ou biopsie jéjunale <sup>(2)</sup>

(1) Les colorations et les techniques de concentration sont expliquées dans le texte.

(2) Le test commercialisé au fil de nylon est satisfaisant ; *Isospora* et *Cryptosporidium* sont acido-résistants.

au trichrome ou à l'hématoxyline ferrique est satisfaisante pour tous les helminthes tissulaires présents dans des liquides corporels autres que le sang, mais les microfilaires et les protozoaires du sang sont plus facilement vus quand ils sont colorés au Giemsa ou au Wright.

Les parasites les plus fréquemment détectés dans les étalements de sang colorés au Giemsa sont les plasmodiums, les microfilaires et les trypanosomes africains (voir Tableau e25-V). La plupart des patients présentant la maladie de Chagas sont vus lors de sa phase chronique, lorsque *Trypanosoma cruzi* n'est plus décelable sur les étalements de sang. Les étalements frais sont parfois plus sensibles que les étalements colorés pour la détection des microfilaires et des trypanosomes africains, car ces parasites actifs déterminent des mouvements des érythrocytes visibles au microscope. La filtration du sang sur un filtre de polycarbonate (diamètre des pores de 3 à 5 µm) facilite la détection des microfilaires. Les formes amastigotes intracellulaires de *Leishmania* sp. et de *T. cruzi* sont parfois visualisées sur les frottis colorés de sang périphérique ; cependant, ce sont les prélèvements de moelle osseuse, de foie et de rate qui offrent les meilleures possibilités de détection par examen au microscope et par culture de *Leishmania* en cas de kala-azar et de *T. cruzi* en cas de maladie de Chagas chronique. Le diagnostic de paludisme et l'identification cruciale des diverses variétés de *Plasmodium* sp. sont établis par l'examen au microscope de la goutte épaisse et de l'étalement mince de sang (voir Chapitre 210). La détection d'une infection subpatente et l'identification des *Plasmodium* sp. peut être confirmée par réaction en chaîne de la polymérase (PCR). Récemment, *P. knowlesi*, un parasite du singe, a été reconnu comme responsable d'un nombre croissant d'infections à Bornéo en Malaisie et dans d'autres régions de l'Asie du Sud-Est. La PCR ou une autre méthode moléculaire est nécessaire pour différencier *P. knowlesi* de *P. malariae*.

Bien que la plupart des parasites tissulaires soient colorés par la classique hématoxyline-éosine, les échantillons obtenus par biopsie chirurgicale doivent aussi être colorés par des colorants spécifiques appropriés. Il faut parfois rappeler à l'anatomopathologiste, habitué à colorer les expectorations provoquées et les biopsies transbronchiques par un colorant argentique pour y rechercher *P. carinii*, d'examiner les prélèvements pulmonaires à l'état frais et après coloration à l'hématoxyline ferrique, afin d'y rechercher des œufs d'helminthes et *E. histolytica*. Le clinicien doit également être capable de conseiller le chirurgien et l'anatomopathologiste sur les meilleures techniques d'identification de parasites dans des échantillons obtenus par des techniques spécialisées mineures (voir Tableau e25-VI). Par exemple, l'excision d'un nodule cutané pour le diagnostic d'onchocercose, les biopsies rectales pour le diagnostic de schistosomiase, la biopsie à l'emporte-pièce de lésions cutanées pour l'identification et la culture de leishmanies cutanées ou cutanéomuqueuses sont des techniques simples ; mais le diagnostic peut être méconnu si les échantillons n'ont pas été correctement prélevés ou traités.

#### ■ TESTS NON SPÉCIFIQUES

L'hyperéosinophilie (> 500/µl) est fréquente lors des infections dues à la plupart des helminthes tissulaires ; le nombre des éosinophiles peut être élevé dans la trichinose

et pendant les phases migratoires des filarioses (Tableau e25-VII). Les helminthes intestinaux ne déterminent d'hyperéosinophilie que pendant la migration pulmonaire des larves. L'hyperéosinophilie n'est pas une manifestation des infections à protozoaires. Les causes parasitaires d'éosinophilie du liquide céphalorachidien comprennent les nématodes (par exemple, *Angiostrongylus*, *Gnathostoma*, *Toxocara* et *Baylisascaris* sp.) et les vers plats (par exemple, *Taenia solium* et *Schistosoma* sp.).

D'autres anomalies biologiques non spécifiques peuvent suggérer une parasitose chez des patients d'une aire géographique spécifique et/ou dans un environnement approprié ; c'est, par exemple, le cas de l'anémie hypochrome microcytaire des infections massives à ankylostomes. Des signes biologiques de cirrhose ou un culot urinaire anormal chez un immigrant africain soulèvent très certainement la possibilité de schistosomiase ; l'anémie et la thrombopénie chez un voyageur ou un immigrant fébrile sont des signes évocateurs de paludisme. La TDM et l'IRM contribuent aussi au diagnostic d'infection par de nombreux parasites tissulaires, et elles ont acquis une valeur inestimable dans le diagnostic de neurocysticercose et de toxoplasmose.

#### ■ DÉTECTION D'ANTICORPS ET D'ANTIGÈNES

Des tests de détection d'anticorps contre les parasites tissulaires importants sont disponibles ; ceux indiqués au tableau e25-VIII peuvent être obtenus auprès du Centers for Disease Control and Prevention (CDC) d'Atlanta. Les résultats de la plupart des tests sérologiques ne figurant pas dans les tableaux doivent être interprétés avec prudence.

**TABLEAU e25-V** Identification des parasites dans le sang et dans d'autres liquides corporels.

Liquide corporel, parasite	Enrichissement/coloration	Technique de culture
<b>Sang</b>		
<i>Plasmodium</i> sp.	Goutte épaisse, étalement en couche mince/Giemsa ou Wright	Non utile au diagnostic
<i>Leishmania</i> sp.	Couche leucocytaire/Giemsa	Milieux disponibles auprès du CDC
Trypanosomes africains <sup>(1)</sup>	Couche leucocytaire, colonne anionique/étalement frais et Giemsa	Inoculation à la souris ou au rat <sup>(2)</sup>
<i>Trypanosoma cruzi</i> <sup>(3)</sup>	Comme pour l'espèce africaine	Comme ci-dessus et xénodiagnostic
<i>Toxoplasma gondii</i>	Couche leucocytaire/Giemsa	Lignées de fibroblastes
Microfilaires <sup>(4)</sup>	Filtration/étalement frais et Giemsa	Aucune
<b>Urine</b>		
<i>Schistosoma hæmatobium</i>	Centrifugation/étalement frais	Aucune
Microfilaires (dans une chylurie)	Comme pour le sang	Aucune
<b>Liquide spinal</b>		
Trypanosomes africains	Centrifugation, colonne anionique/étalement frais et Giemsa	Comme pour le sang
<i>Nægléria fowleri</i>	Centrifugation/étalement frais et Giemsa ou trichrome	Gélose non nutritive recouverte par <i>Escherichia coli</i>

(1) *Trypanosoma rhodesiense* et *T. gambiense*.

(2) Injection intrapéritonéale à la souris de 0,2 ml de sang total hépariné (0,5 ml pour les rats). Après 5 jours, recherche quotidienne de trypanosomes dans le sang comme décrit ci-dessus.

(3) Décelable dans le sang par des techniques conventionnelles seulement pendant la maladie aiguë. Le xénodiagnostic est positif chez environ 50 p. 100 des patients ayant une maladie de Chagas chronique.

(4) Le sang doit être prélevé le jour (10h-14 heures) et la nuit (22h-02 heures) pour rendre maximales les chances de détection de *Wuchereria* (nocturne, sauf les souches du Pacifique), *Brugia* (nocturne) et *Loa loa* (diurne).

La valeur des tests recherchant des anticorps est limitée par différents facteurs. Ainsi, le frottis et la goutte épaisse restent les méthodes de choix pour le diagnostic de paludisme à l'échelon individuel car les anticorps n'apparaissent que lentement et ne permettent pas de différencier les espèces – une étape critique dans la prise en charge du patient. Les antigènes des filaires donnent des réactions croisées

avec ceux d'autres nématodes, et les tests recherchant des anticorps ne permettent pas de distinguer une infection passée d'une infection en cours. Malgré ces limitations spécifiques, la distribution géographique limitée de nombreux parasites tropicaux accroît l'intérêt diagnostique de la détection d'anticorps chez les voyageurs venant des pays industrialisés. À l'inverse, une grande partie de la population mondiale est

**TABLEAU e25-VI** Techniques mineures de diagnostic des infections parasitaires.

Parasite(s) et stade	Technique
Microfilaires d' <i>Onchocerca volvulus</i> et de <i>Mansonella streptocerca</i>	<i>Biopsie cutanée exsanguine</i> : soulever la peau avec une aiguille, et exciser environ 1 mg de peau à une profondeur de 0,5 mm, et cela en plusieurs endroits. Peser chaque échantillon, le placer dans du sérum salé physiologique pendant 4 heures et examiner le liquide directement ou après filtration, à l'état frais et après coloration par le Giemsa. Compter les microfilaires <sup>(1)</sup>
Vers adultes de <i>Loa loa</i> ; vers adultes et microfilaires d' <i>O. volvulus</i>	<i>Biopsie de nodules sous-cutanés</i> : colorer au Giemsa les coupes histopathologiques de routine et les empreintes
Larves de <i>Trichinella spiralis</i> (et peut-être cysticerques de <i>Tænia solium</i> )	<i>Biopsies musculaires</i> : exciser environ 1 g du muscle deltoïde ou gastrocnémien, l'écraser entre deux lames de verre pour un examen microscopique direct
Œufs de <i>Schistosoma</i> de toute espèce, mais particulièrement de <i>S. mansoni</i>	<i>Biopsies rectales</i> : prélever à quatre endroits de la muqueuse un fragment de 2 mg, l'étaler sur une lame de verre et l'aplatir avec une seconde lame avant de l'examiner directement au grossissement × 10. Les préparations peuvent être fixées dans l'alcool ou être colorées
Trypomastigotes de <i>Trypanosoma gambiense</i> et de <i>T. rhodesiense</i>	<i>Produit d'aspiration d'un chancre ou d'un ganglion lymphatique(b)</i> : aspirer le centre avec une aiguille de 18 G, mettre une goutte du produit d'aspiration sur une lame et examiner en recherchant des formes mobiles. Un matériel de volume insuffisant peut être coloré au Giemsa
Trophozoïtes ou kystes d' <i>Acanthamoeba</i>	<i>Frottis de cornée</i> : prélèvement effectué par un ophtalmologiste, immédiatement coloré au Giemsa et mis en culture sur une gélose nutritive recouverte d' <i>Escherichia coli</i>
<i>Leishmania</i> sp. cutanées et cutanéomuqueuses	<i>Produits d'écouvillonnage ou d'aspiration, biopsies à l'emporte-pièce, de lésions cutanées</i> : obtenir l'échantillon à la périphérie de la lésion pour coloration au Giemsa de l'impression, ainsi que pour section et culture sur milieux spéciaux du CDC

(1) Un compte supérieur à 100/mg est associé à un risque significatif de complications.

(2) La ponction-aspiration ganglionnaire est contre-indiquée dans certaines infections, et elle doit être utilisée à bon escient.

**TABLEAU e25-VII** Parasites souvent associés à une hyperéosinophilie<sup>(1)</sup>.

Parasite	Commentaire
<b>Ténias (cestodes)</b>	
<i>Echinococcus granulosus</i>	Quand le liquide s'écoule du kyste hydatique
<i>Taenia solium</i>	Pendant l'enkystement dans le muscle, dans le liquide céphalorachidien en cas de neurocysticercose
<b>Vers plats (trématodes)</b>	
<i>Paragonimus</i> sp.	Constamment élevée au stade aigu
<i>Fasciola hepatica</i>	Peut être élevée au stade aigu
<i>Clonorchis (Opisthorchis) sinensis</i>	Variable
<i>Schistosoma mansoni</i>	50 p. 100 des voyageurs infectés
<i>S. hæmatobium</i>	25 p. 100 des voyageurs infectés
<i>S. japonicum</i>	Jusqu'à 6 000/µl lors de l'infection aiguë
<b>Vers ronds</b>	
<i>Ascaris lumbricoides</i>	Durant la migration larvaire
Espèces d'ankylostomes	Durant la migration larvaire
<i>Strongyloides stercoralis</i>	Importante durant la migration et les premières années de l'infection
<i>Trichinella spiralis</i>	Jusqu'à 7 000/µl
Espèces de filaires <sup>(2)</sup>	Variable mais peut atteindre 5 000 à 8 000/µl
<i>Toxocara</i> sp.	> 3 000/µl
<i>Ancylostoma braziliense</i>	Lors d'une éruption cutanée étendue
<i>Gnathostoma spinigerum</i>	Lors des larva migrans viscérales et des méningites à éosinophiles
<i>Angiostrongylus cantonensis</i>	Lors de la méningite à éosinophiles
<i>A. costaricensis</i>	Pendant la migration larvaire dans les vaisseaux mésentériques

(1) Pratiquement chaque helminthe peut être associé à une hyperéosinophilie. Ce tableau inclut les parasites souvent ou rarement rencontrés qui sont souvent responsables d'une hyperéosinophilie dans les infections dont ils sont la cause.

(2) *Wuchereria bancrofti*, *Brugia* sp., *Loa loa* et *Onchocerca volvulus*.

exposée à *Toxoplasma gondii*, et la présence d'anticorps IgG contre ce parasite ne constitue donc pas une preuve de maladie active due à ce parasite.

Peu de tests recherchant des anticorps sont disponibles pour le diagnostic des infections dues à des parasites intestinaux. L'infection à *E. histolytica* fait exception. Des tests sérologiques sensibles et spécifiques ont une valeur inestimable pour le diagnostic d'amibiase. Des troupes sont aujourd'hui disponibles dans le commerce pour la détection d'antigènes par ELISA (*enzyme-linked immunosorbent assay*) ou d'organismes entiers par immunofluorescence, et ce pour plusieurs protozoaires (voir Tableau e25-VII). Un test rapide, approuvé par la Food and Drug Administration (FDA) pour la détection de *P. falciparum* dans le sang est moins sensible que la goutte épaisse lue par un observateur entraîné, mais son utilisation augmente dans les pays en voie de développement étant donnée sa simplicité (voir Tableau e25-VIII).

#### ■ TECHNIQUES MOLÉCULAIRES

L'hybridation de l'ADN avec des sondes, répétée de nombreuses fois dans le génome d'un parasite donné, et l'amplification d'un fragment

**TABLEAU e25-VIII** Sérologie et tests moléculaires des parasitoses<sup>(1)</sup>.

Parasite, infection	Anticorps	Antigène ou ADN/ARN
<b>Ténias</b>		
Échinococcose	WB, EIA	
Cysticercose	WB	
<b>Vers plats (trématodes)</b>		
Paragonimiasse	WB, EIA <sup>(2)</sup>	
Schistosomiasse	EIA, WB	
Fasciolase	EIA <sup>(2)</sup>	
<b>Vers ronds (nématodes)</b>		
Strongyloïdose	EA	
Trichinellose	EIA	
Toxocarose	EIA	
Filariose	EIA <sup>(3)</sup>	RAPID <sup>(3)</sup>
<b>Protozoaires</b>		
Amibiase	EIA	EIA <sup>(2)</sup> , RAPID <sup>(2)</sup> , PCR
Giardiase	—	EIA <sup>(2)</sup> , RAPID <sup>(2)</sup> , IFD, PCR
Cryptosporidiose	—	EIA <sup>(2)</sup> , IFD, RAPID <sup>(2)</sup> , PCR
Paludisme (toutes les espèces)	IFI <sup>(4)</sup>	RAPID, PCR
Babésiose	IFI	PCR
Maladie de Chagas	IFI, EIA	PCR
Leishmaniose	IFI, EIA	PCR <sup>(2)</sup>
Toxoplasmose	IFI, EIA (IgM) <sup>(5)</sup>	PCR <sup>(2)</sup>
Microsporidiose		PCR
Cyclospore		PCR
Acanthamœbiase		IFD, PCR
Néglériase		IFD, PCR
Balamuthiase		IFD, PCR

(1) Sauf mention contraire, tous les tests sont disponibles auprès du CDC.

(2) Laboratoires de recherche ou commerciaux seulement.

(3) Disponible auprès du NIH et dans le commerce.

(4) Utilisation limitée dans la maladie aiguë.

(5) La détermination d'une infection dans les trois derniers mois peut nécessiter des tests supplémentaires réalisés dans un laboratoire de recherche.

EIA : test immuno-enzymatique ; IFD : immunofluorescence directe ; IFI : immunofluorescence indirecte ; PCR : réaction en chaîne de la polymérase ; RAPID : *rapid immunographic assay* ; WB : Western-blot. La plupart des kits de tests recherchant les anticorps ou les antigènes cités sont disponibles dans le commerce. La plupart des PCR citées sont disponibles auprès du CDC et dans des laboratoires commerciaux ou de recherche.

d'ADN spécifique du parasite par PCR sont des techniques dont l'utilité a été bien établie pour le diagnostic de diverses infections à protozoaires (voir Tableau e25-VIII). Bien que la PCR soit très sensible, son utilisation est un complément aux techniques traditionnelles de détection des parasites et elle doit être utilisée seulement lorsque l'examen au microscope et les techniques de diagnostic immunologique ne permettent pas d'établir le diagnostic. Ainsi, seuls des frottis répétés négatifs ou l'échec d'identification des espèces infectantes justifient d'utiliser la PCR pour diagnostiquer ou prendre en charge correctement le paludisme. En plus de la PCR sur sang prélevé sur anticoagulant, le CDC et de nombreux tests commerciaux permettent désormais

de réaliser la PCR pour détecter certains parasites spécifiques dans les selles, dans les prélèvements biopsiques et dans le liquide de lavage broncho-alvéolaire (voir Tableau e25-VIII). Bien que la PCR soit désormais utilisée pour la détection des protozoaires, une recherche active est en cours afin de définir sa faisabilité pour le diagnostic de différents helminthes.

#### LECTURES COMPLÉMENTAIRES

- COX-SINGH J et al. *Plasmodium knowlesi* malaria in humans is widely distributed and potentially life threatening. Clin Infect Dis, 2008, 46 : 165.
- FREEDMAN DO et al. Spectrum of disease and relation to place of exposure among ill returned travelers. N Engl J Med, 2006, 354 : 119.
- GARCIA LS et al. Algorithms for detection and identification of parasites. In : PR Murray et al. Manual of clinical microbiology, 9<sup>th</sup> ed. Vol. 2. Washington, ASM Press, 2007 : 2020-2039.
- GRAFF-TEIXEIRA C et al. Update on eosinophilic meningoencephalitis and its clinical relevance. Clin Microbiol Rev, 2009, 22 : 322.
- MURRAY CK et al. Update on rapid diagnostic testing for malaria. Clin Microbiol Rev, 2008, 21 : 97.
- ROSENBLATT JE. Laboratory diagnosis of infections due to blood and tissue parasites. Clin Infect Dis, 2009, 49 : 1103.
- SCHUSTER FL et al. Under the radar. *Balamuthia* amebic encephalitis. Clin Infect Dis, 2009, 48 : 879.
- SEYBOLT LM et al. Diagnostic evaluation of newly arrived asymptomatic refugees with eosinophilia. Clin Infect Dis, 2006, 42 : 363.
- STARK D et al. Clinical significance of enteric protozoa in the immunosuppressed human population. Clin Microbiol Rev, 2009, 22 : 634.
- THELLIER M, BRETON J. *Enterocytozoon bieneusi* in humans and animals, focus on laboratory identification and molecular epidemiology. Parasite, 2008, 15 : 349.
- WALKER M et al. Parasitic central nervous system infections in immunocompromised hosts : Malaria, microsporidiosis, leishmaniasis, and African trypanosomiasis. Clin Infect Dis, 2006, 42 : 115.
- WILSON M et al. Molecular immunological approaches to the diagnosis of parasitic infection. In : B Detrick et al. Manual of molecular and clinical laboratory immunology, 7<sup>th</sup> ed. Washington, ASM Press, 2006 : 557-568.