

Planches

pour
le diagnostic
des parasites
intestinaux



Organisation mondiale de la Santé
Genève

Ces planches ont été conçues et réalisées par :
Dr Lawrence R. Ash, Professor of Infectious and Tropical Diseases, Department of Epidemiology,
School of Public Health, University of California, Los Angeles, CA, Etats-Unis d'Amérique ;
Dr Thomas C. Orihel, William Vincent Professor of Tropical Diseases, Tulane University,
School of Public Health and Tropical Medicine, New Orleans, LA, Etats-Unis d'Amérique ;
Dr Lorenzo Savioli, Programme des Infections intestinales parasitaires, Division des Maladies transmissibles,
Organisation mondiale de la Santé, Genève, Suisse

Remerciements

L'Organisation mondiale de la Santé remercie la
Direzione Generale Cooperazione allo Sviluppo du Ministère italien des Affaires étrangères,
pour son soutien financier à la préparation de ces planches.

Sont également remerciés :

M. Kassim Shimeh Alawi et Dr Marco Albonico (Zanzibar, République-Unie de Tanzanie),
Dr Jackeline Alger (Honduras), Mme Françoise Ardoin (France), Dr N. R. Bergquist (OMS),
Dr Bayani L. Blas (Philippines), † Dr John Bruce (Etats-Unis d'Amérique),
Dr Ralph Bryan (Etats-Unis d'Amérique), Dr Jong Yil Chai (République de Corée),
Dr Frank Cogswell (Etats-Unis d'Amérique), † Professeur Ivo de Carnieri (Italie),
Dr Mark Eberhard (Etats-Unis d'Amérique), Dr Thomas R. Fritsche (Etats-Unis d'Amérique),
Dr George Greer (Etats-Unis d'Amérique), Dr Claus Heuck (OMS), Mme Rina Kaminsky (Honduras),
Dr Earl Long (Etats-Unis d'Amérique), Mme Mary Lou Martinez (Etats-Unis d'Amérique),
Dr Ken Mott (OMS), Dr Jean-Claude Petithory (France), Dr Gerhard Schad (Etats-Unis d'Amérique),
Dr P. Simarro (Espagne), Dr Charles Sterling (Etats-Unis d'Amérique),
Dr Govinda S. Visvesvara (Etats-Unis d'Amérique), Dr David Warhurst (Royaume-Uni),
Dr Rainer Weber (Suisse), M. John Williams (Royaume-Uni), Dr James Yang (Canada),
et le personnel du Diagnostic Laboratory, Department of Tropical Medicine,
Tulane University Medical Center (Etats-Unis d'Amérique) et du Public Health Laboratory Service,
London School of Hygiene and Tropical Medicine (Royaume-Uni), qui ont fourni le matériel
pour certains des stades diagnostiques reproduits sur les planches
et ont procédé à l'examen critique des illustrations et des techniques

Catalogage à la source : Bibliothèque de l'OMS

Planches pour le diagnostic des parasites intestinaux;

- 1.Parasitoses intestinales - diagnostic
- 2 Diagnostic, Laboratoire 3 Microscopie
- 4 Matériel pédagogique 5 Manuel

ISBN 92 4 254476 0 (Classification NLM : WC 698)

L'Organisation mondiale de la Santé est toujours heureuse de recevoir des demandes d'autorisation
de reproduire ou de traduire ses publications, en partie ou intégralement. Les demandes à cet effet
et les demandes de renseignements doivent être adressées au
Bureau des Publications, Organisation mondiale de la Santé, Genève, Suisse,
qui se fera un plaisir de fournir les renseignements les plus récents sur les changements apportés
au texte, les nouvelles éditions prévues et les réimpressions et traductions déjà disponibles.

© Organisation mondiale de la Santé, 1994

Les publications de l'Organisation mondiale de la Santé bénéficient de la protection prévue par les
dispositions du Protocole N° 2 de la Convention universelle pour la Protection du Droit d'auteur.
Tous droits réservés.

Microphotographie de couverture :

Formes végétatives de *Giardia duodenalis* colorées au Giemsa
Cliché aimablement communiqué par Mme Nicolette Binz, Centre Collaborateur OMS
pour l'Epidémiologie moléculaire des Infections parasitaires, School of Veterinary Studies,
Murdoch University, Australie-Occidentale

Conception et illustration : Unité Présentation graphique de l'OMS
Imprimé en France

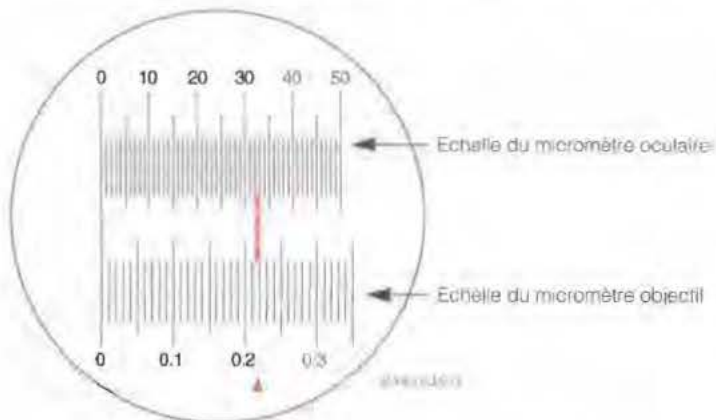




Étalonnage du micromètre oculaire

Pour mesurer les éléments qui se trouvent dans le champ du microscope, il est nécessaire que l'oculaire possède une échelle de mesure. Cette échelle doit être préalablement étalonnée. Le micromètre oculaire est un disque plan en verre sur lequel est gravée une échelle divisée en 50 ou 100 petites divisions. Ces divisions auront une valeur différente selon le grossissement de l'objectif du microscope. On calcule la valeur de chaque division en se servant d'un micromètre objectif sur lequel est gravée une échelle étalonnée connue divisée en fractions de 0,1 mm, elles-mêmes subdivisées en fractions de 0,01 mm. Pour étalonner le micromètre oculaire, procéder de la manière suivante :

1. Retirer l'oculaire (10x ou autre) du microscope et dévisser la lentille supérieure ou inférieure, selon le modèle. Placer le micromètre oculaire sur le diaphragme, à l'intérieur de l'oculaire, le côté gravé contre la face inférieure du réticule. Revisser la lentille et remettre l'oculaire en place.
2. Mettre le micromètre objectif sur la platine du microscope et mettre au point avec l'objectif le plus faible sur une partie de l'échelle, avec l'oculaire 10x.
3. Ajuster le micromètre objectif en déplaçant la platine de façon que le trait 0 du micromètre oculaire se superpose exactement au trait 0 du micromètre objectif.



4. Sans déplacer le micromètre objectif, chercher un autre point à l'extrême droite du champ où deux autres traits se superposent exactement. Ce deuxième jeu de traits superposés doit être le plus à droite possible des traits 0. Cette distance variera selon l'objectif utilisé. A fort grossissement, l'épaisseur des traits gravés peut être telle qu'il faille chercher à superposer soit le bord gauche soit le bord droit des traits.
5. Compter le nombre de traits du micromètre oculaire entre le trait 0 et le point où le deuxième jeu de traits se superpose. Dans l'exemple montré sur la figure, ce nombre, indiqué par la ligne pointillée, est de 33 divisions de l'oculaire.
6. Compter le nombre de traits de 0,1 mm entre le trait 0 et les deuxièmes traits superposés sur le micromètre objectif ; sur la figure, ce nombre, indiqué par la flèche, correspond à 0,22 mm.
7. Calculer comme suit la longueur correspondant à une division de l'oculaire :

$$33 \text{ divisions de l'oculaire} = 0,22 \text{ mm}$$

$$1 \text{ division de l'oculaire} = \frac{0,22 \text{ mm}}{33} = 0,0066 \text{ mm} = 6,6 \mu\text{m}$$

Donc, pour l'objectif utilisé : 1 division de l'oculaire = 6,6 μm . Chaque objectif du microscope doit être étalonné séparément.
8. Quand tous les objectifs sont étalonnés, préparer une fiche simple donnant le facteur d'étalonnage pour chaque objectif.



Identification des parasites intestinaux

Pour le diagnostic des parasitoses intestinales, le but du microscopiste est d'établir avec certitude la présence de parasites dans les selles, qu'il s'agisse de minuscules kystes de protozoaires ou de gros œufs d'helminthes, et de les identifier correctement. Dans certains cas, les parasites sont présents en quantité suffisante pour être trouvés par examen direct d'une petite quantité de selles constituant l'étalement direct (voir planche 1). L'addition d'une goutte de solution de Lugol à la préparation fait souvent ressortir d'importants aspects morphologiques des parasites, ce qui facilite leur identification.

L'identification des formes végétatives et des kystes de protozoaires dans des étalements de selles non colorés est délicate même pour un microscopiste expérimenté et dans des conditions idéales de collecte et de préparation des prélèvements. Les formes végétatives dégénérant très vite, il faut procéder rapidement pour examiner les prélèvements de selles, préparer les étalements pour la coloration permanente ou conserver le prélèvement dans un fixateur spécial comme le merthiolate-formol-iode (MIF). L'examen direct de matériel conservé dans le MIF est utile, mais le microscopiste doit être familiarisé avec la reconnaissance des parasites dans les étalements à l'état frais.

Il est recommandé de procéder à une coloration permanente des étalements pour identifier les protozoaires parasites. Les étalements peuvent être réalisés à partir de selles fraîches ou conservées dans l'alcool polyvinylique (PVA) ou dans l'acétate de sodium-acide acétique-formol (SAF). Les autres conservateurs pour selles, par exemple le formol à 10 %, sont déconseillés pour préparer les étalements colorés. Les colorants les plus couramment utilisés sont le trichrome et l'hématoxyline ferrique. Le trichrome est facile à utiliser et convient particulièrement pour les étalements réalisés à partir de selles fraîches ou conservées dans le PVA ; il est déconseillé pour colorer des selles conservées dans le SAF. Techniquement, l'hématoxyline ferrique est plus difficile à utiliser, mais elle donne d'excellents résultats sur tous les types d'étalements de selles. Dans certains cas, l'emploi de techniques de coloration plus spécialisées, faisant appel à des colorants acidorésistants, mettra mieux en évidence des coccidies de petite taille comme *Cryptosporidium* et *Cyclospora*. Même les minuscules spores de certaines espèces peuvent être détectées dans les selles au moyen de techniques de coloration modifiées ou spéciales.

La plupart des protozoaires parasites sont faciles à identifier dans les étalements colorés. Même les caractéristiques les plus fines de ces parasites peuvent être visualisées. Comme on le remarquera sur les microphotographies, la coloration des parasites et des éléments des matières fécales peut varier considérablement, même avec le même colorant. Cela peut être dû à de nombreux facteurs, notamment l'âge du prélèvement au moment de la fixation, le fixateur utilisé, l'épaisseur de l'étalement et le temps de décoloration. Nous avons essayé de montrer les caractéristiques diagnostiques de tous les protozoaires parasites courants, en utilisant des clés de détermination et des microphotographies de tous les stades de chacun des parasites, tels qu'ils apparaissent sans coloration ou colorés à l'aide d'un ou plusieurs des colorants mentionnés ci-dessus.

En général, le diagnostic des helminthes intestinaux est moins difficile que celui des protozoaires. Les œufs d'helminthes sont souvent plus faciles à trouver et à identifier du fait de leur taille et de leurs caractéristiques morphologiques distinctives. Les étalements directs de selles fraîches permettent souvent de voir les œufs d'helminthes, mais il est en général plus efficace pour le laboratoire de procéder à une concentration simple (voir planche 2) pour éviter que des parasites qui seraient présents en très petit nombre ne passent inaperçus. Dans certaines circonstances, comme lors d'enquêtes à grande échelle dans la communauté, les objectifs spécifiques sont limités à la détection de schistosomes ou de nématodes transmis par le sol (*Ascaris*, *Trichuris* et ankylostomes). Une modification de la technique directe d'étalement, la technique de Kato-Katz (voir planche 3), est particulièrement utile lors des enquêtes de terrain portant sur ces infestations, car elle donne également une estimation de leur intensité. Nous montrons des images des helminthes parasites de l'intestin tels qu'ils apparaissent dans les selles ou, dans certains cas, dans les préparations de Kato-Katz.

Enfin, il est extrêmement important que le microscopiste soit capable de mesurer les objets qui se trouvent dans le champ microscopique. L'estimation exacte de la taille des parasites est importante pour poser un diagnostic correct. Il existe pour pratiquement tous les microscopes des réticules oculaires. Ceux-ci peuvent être étalonnés à l'aide d'un micromètre objectif, en suivant les instructions données au verso.

Pour en savoir plus :

Ash LR, Orihel TC. *Parasites: a guide to laboratory procedures and identification*, Chicago, ASCP Press, 1991.

Ash LR, Orihel TC. *Atlas of human parasitology*, 3rd ed, Chicago, ASCP Press, 1990.

Parasitologie médicale : techniques de base pour le laboratoire. Genève, Organisation mondiale de la Santé, 1993.



Examen direct des selles – Préparations à l'état frais en soluté physiologique et à l'iode

Matériel et réactifs

1. Bâtonnets applicateurs en bois ou allumettes
2. Lames porte-objets (75 x 25 mm)
3. Lamelles couvre-objets
4. Crayons ou feutres indélébiles pour marquer les lames
5. Flacons compte-gouttes contenant :
soluté physiologique (0,85 %, 8,5 g/l)*
Lugol (solution à 1 %)

* Pour la préparation des réactifs, se reporter à la publication OMS *Parasitologie médicale : techniques de base pour le laboratoire*, 1993 (ISBN 92 4 254410 8).

Mode opératoire

1. Inscrire le nom ou le numéro du malade et la date sur le côté gauche de la lame avec un crayon gras ou un marqueur.
2. Déposer une goutte de soluté physiologique au milieu de la moitié gauche de la lame et une goutte de Lugol au milieu de la moitié droite de la lame (Figure 1).
(Note : Les préparations à l'état frais à l'iode sont très utiles pour les protozoaires, mais moins pour les helminthes).
3. A l'aide d'un bâtonnet applicateur ou d'une allumette, prélever une petite portion de selles (environ 2 mg, soit la taille d'une tête d'allumette) et la déposer dans la goutte de soluté physiologique ; prélever une autre portion identique et la déposer dans la goutte de solution iodée. Mélanger les selles avec les gouttes de façon à obtenir des suspensions (Figure 2).
4. Couvrir chaque goutte avec une lamelle ; pour cela, tenir la lamelle inclinée au contact de la lame, toucher le bord de la goutte et abaisser doucement la lamelle de façon à éviter la formation de bulles d'air (Figure 3).
(Note : Les préparations idéales contenant 2 mg de selles sont uniformes - pas trop épaisses, pour que les débris de matières fécales ne cachent pas les parasites, ni trop minces, pour qu'il n'y ait pas de vides dans la préparation).
5. Examiner les préparations avec l'objectif 10x ou, si nécessaire, un objectif plus puissant, en procédant de façon systématique (de haut en bas ou de droite à gauche), de façon à observer la totalité de la préparation couverte par la lamelle (Figure 4). Si l'on observe des parasites ou des éléments suspects, passer à l'objectif supérieur pour voir leur morphologie plus en détail.

Figure 1



Figure 2

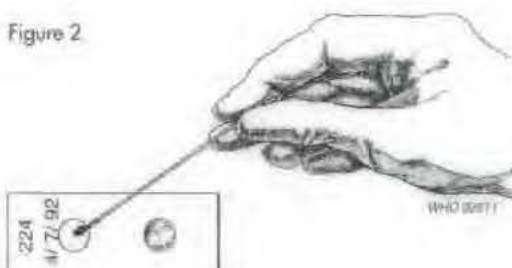


Figure 3

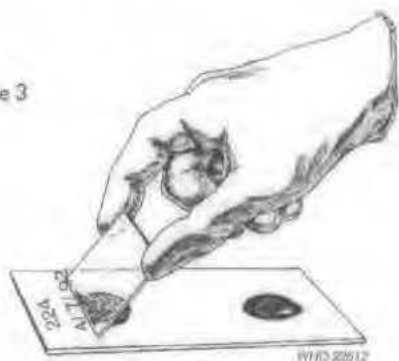
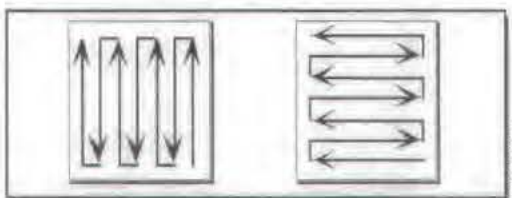
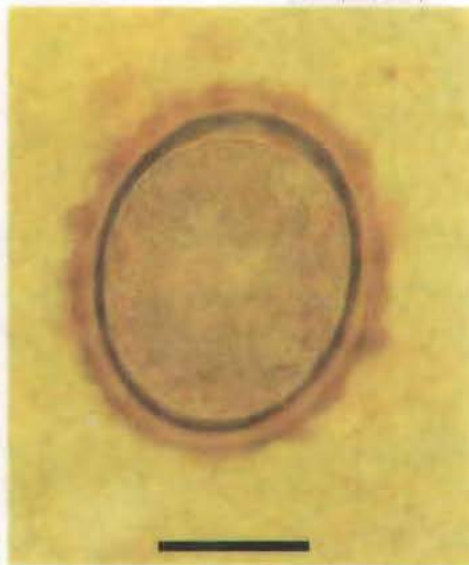
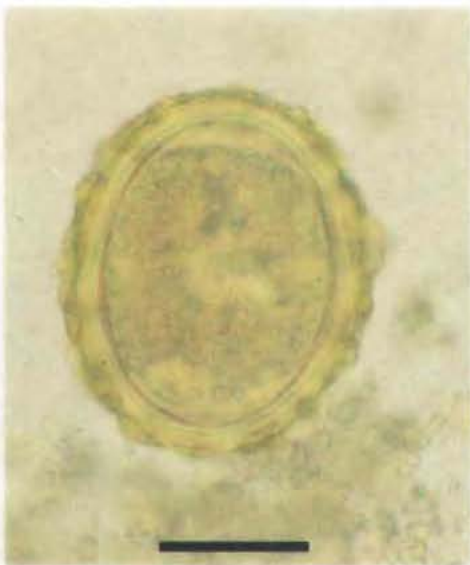


Figure 4





Note : sur toutes les photographies, le trait représente 25 µm



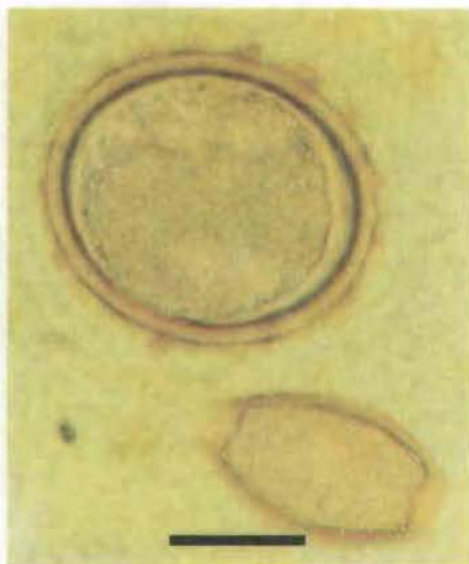
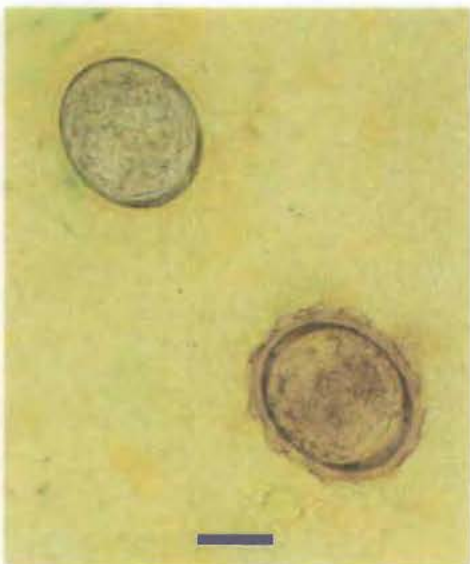
Les œufs normaux, fécondés, d'*Ascaris lumbricoides* mesurent 55-75 µm sur 35-56 µm, sont jaune d'or à bruns et contiennent une seule cellule lorsqu'ils sont émis dans les selles. L'œuf possède une surface nettement mamelonnée.

Œuf typique d'*Ascaris*, fécondé, tel qu'il apparaît dans une préparation de Kato-Katz.



Œufs typiques d'*Ascaris*, non fécondés, dans les selles. Ces œufs sont de forme allongée et sont plus gros (85-95 µm sur 43-47 µm) que les œufs fécondés, ont une coque fine et une couche externe irrégulièrement mamelonnée. Le contenu de l'œuf est habituellement granuleux et ne montre aucune organisation.

Œufs d'*Ascaris*, fécondé (en bas à gauche), et non fécondé dans une préparation de Kato-Katz.



Ascaris. Quelquefois, les œufs normaux fécondés ont perdu leur couche externe mamelonnée.

Ascaris. Œuf normal dépourvu de sa couche externe (en haut à gauche) dans une préparation de Kato-Katz.

Œufs d'*Ascaris* (en haut) et de *Trichuris* (en bas) dans une préparation de Kato-Katz.



Techniques de concentration des selles – Formol – éther/acétate d'éthyle/essence

Matériel et réactifs

1. Centrifugeuse, avec couronne et adaptateurs pour tubes coniques de 15 ml. Il faut utiliser des gaines étanches.
2. Tubes à centrifuger de 15 ml, coniques (marquer une graduation à 10 ml avec un crayon gras).
3. Flacons compte-gouttes ou pissettes en plastique, 250 ou 500 ml.
4. Bâtonnets applicateurs en bois, 145 x 2,0 mm.
5. Petit bécher, 25, 50 ou 100 ml.
6. Tamis en plastique ou en métal à mailles de 400 µm ou gaze chirurgicale.
7. Lames porte-objets (75 x 25 mm).
8. Lamelles couvre-objets.
9. Pipettes Pasteur jetables, avec poire en caoutchouc.
10. Bouchons en caoutchouc pour tubes à centrifuger.
11. Support pour tubes.
12. Formol à 10 %.*
13. Ether, acétate d'éthyle ou, si l'on ne dispose d'aucun de ces solvants, essence.
(**Attention :** l'éther est hautement volatil ; il s'enflamme et explose rapidement au contact d'une flamme ou d'une étincelle. Conserver les bidons ou les flacons entamés sur une étagère dans la partie la plus fraîche du laboratoire. Ne pas mettre un flacon entamé d'éther au réfrigérateur car les vapeurs s'accumulent et peuvent exploser lorsqu'on ouvre la porte).
14. Flacon compte-gouttes contenant :
Soluté physiologique (0,85 %, 8,5 g/l)
Lugol (solution à 1 %).

* Pour la préparation des réactifs, consulter la publication OMS *Parasitologie médicale : techniques de base pour le laboratoire*, 1993, (ISBN 92 4 254410 8).

Mode opératoire

1. À l'aide d'un bâtonnet applicateur, introduire 1,0-1,5 g de selles dans un tube à centrifuger contenant 10 ml de formol, et mélanger pour obtenir une suspension.
2. Passer la suspension sur le tamis à mailles de 400 µm ou sur deux couches de gaze chirurgicale humide, directement dans un autre tube à centrifuger ou dans un petit bécher. Jeter la gaze.
3. Rajouter du formol à 10 % dans la suspension pour ajuster le volume total à 10 ml.
4. Ajouter 3,0 ml d'éther (ou d'acétate d'éthyle ou d'essence) à la suspension et bien mélanger en bouchant le tube avec un bouchon de caoutchouc et en agitant vigoureusement pendant 10 secondes.
5. Enlever le bouchon et mettre le tube dans la centrifugeuse. Equilibrer les tubes et centrifuger à 400-500 g pendant 2 à 3 minutes.
6. Retirer le tube de la centrifugeuse ; le contenu est séparé en quatre couches : a) une couche supérieure d'éther (ou d'acétate d'éthyle ou d'essence) ; b) un bouchon de débris gras adhérent à la paroi du tube ; c) une couche de formol ; et d) le culot (Figure 1).
7. Décoller doucement le bouchon gras (débris) à l'aide d'un bâtonnet applicateur et jeter les trois couches supérieures en une seule fois, en laissant le tube retourné s'égoutter pendant au moins 5 secondes. Lorsque cette manœuvre est correctement réalisée, une petite quantité de liquide redescendra des parois du tube dans le culot (Figures 2 et 3).
8. Mélanger ce liquide avec le culot (il est parfois nécessaire d'ajouter une goutte de soluté physiologique afin d'avoir assez de liquide pour remettre le culot en suspension) à l'aide d'une pipette en verre jetable. Transférer une goutte de suspension sur une lame pour l'examiner sous une lamelle ; on peut également faire une préparation colorée à l'iode (Figure 4).
9. Examiner les préparations avec l'objectif 10x ou, si cela est nécessaire pour l'identification, avec un objectif plus puissant, en procédant de façon systématique pour couvrir la totalité de la zone couverte par la lamelle (Voir planche 1, Figure 4). Si l'on observe des parasites ou des éléments suspects, passer au grossissement supérieur pour voir leur morphologie plus en détail.

Figure 1

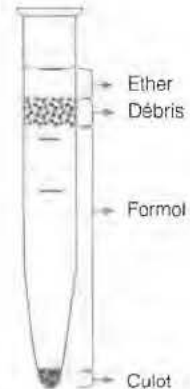


Figure 2



Figure 3

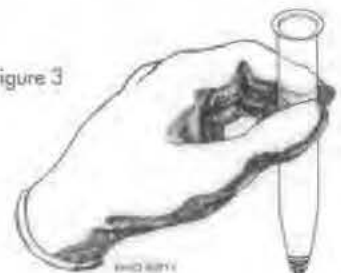
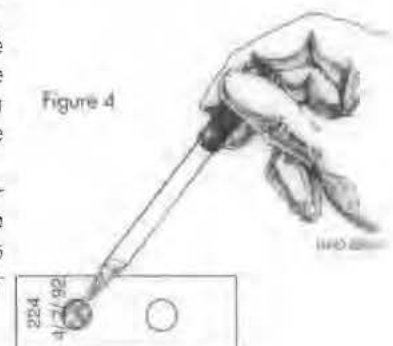


Figure 4





Note : sur toutes les photographies, le trait représente 25 µm



Oufs d'*Ascaris* (en haut), de *Trichuris* (au milieu) et d'ankylostomes (en bas) dans le même champ microscopique, ce qui montre leur taille relative.



Les œufs typiques de *Trichuris trichiura* mesurent 50-55 µm sur 22-24 µm, possèdent une coque lisse brune, des protubérances bipolaires et contiennent une seule cellule.



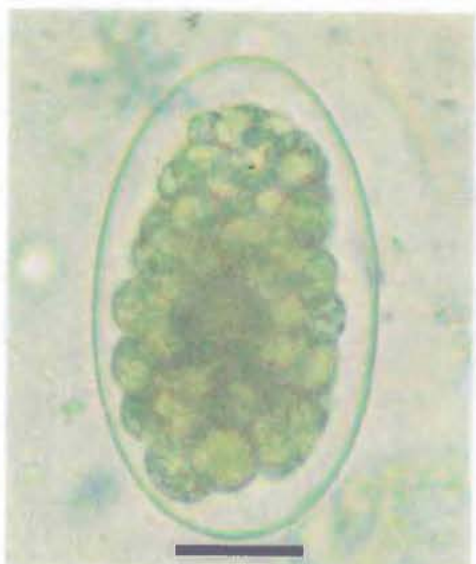
Dans une préparation de Kato-Katz, les œufs de *Trichuris* peuvent paraître plus larges et distendus, avec un contenu dégénéré. Les protubérances bipolaires et les diverses couches de la coque ne sont pas nettement définies.



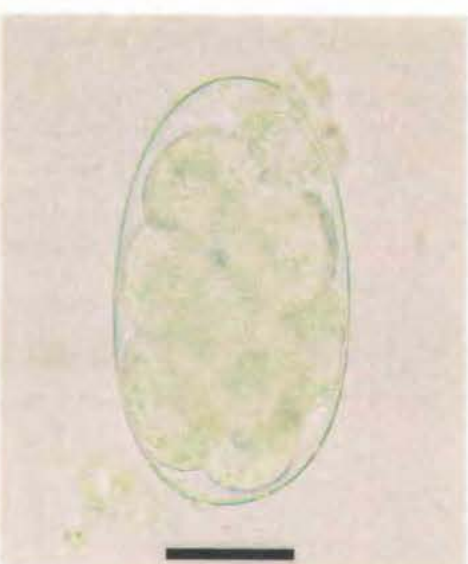
Les œufs d'*ankylostomes* trouvés dans les selles sont typiquement en forme de tonneau avec une coque fine hyaline ; ils mesurent 60-75 µm sur 36-40 µm. Dans les selles fraîches, ils sont en général au stade à 4 ou 8 cellules ou, si les selles ont été conservées à température ambiante, même seulement quelques heures, à un stade plus avancé de segmentation.



Dans les préparations de Kato-Katz, les œufs d'*ankylostomes* sont souvent presque ronds et l'œuf en division est de plus en plus difficile à voir. En climat chaud, le glycérol éclaircit excessivement les œufs et les rend invisibles au bout de 30 à 60 minutes après la préparation.



Les œufs de *strongyloides* ressemblent aux œufs d'ankylostomes, mais sont plus gros (75-95 µm sur 40-50 µm) et plus allongés. Lorsque l'œuf est émis dans les selles, il est à un stade de segmentation déjà avancé.



Tenidens dominulus est un autre strongyloïde parasite de l'homme, surtout en Afrique australe. L'œuf ressemble à celui des ankylostomes et mesure environ 85 x 50 µm. Il a tendance à être à un stade avancé de segmentation lorsqu'il est émis dans les selles.



L'infestation à *Strongyloides stercoralis* est diagnostiquée en routine par la présence dans les selles de larves rhabdoïdes du premier stade, mesurant 180-380 µm sur 14-20 µm. Les larves ont une capsule buccale courte, une queue tronquée et une ébauche génitale bien visible (flèche).



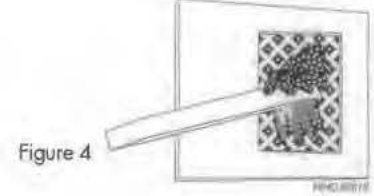
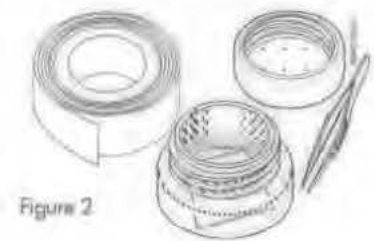
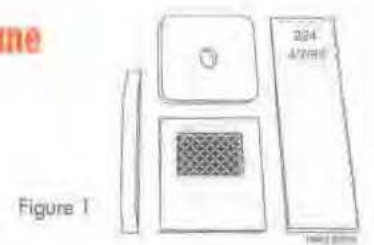
Technique de Kato-Katz – Étalement épais de selles sous cellophane

Matériel et réactifs

1. Bâtonnets applicateurs en bois.
2. Tamis en acier inoxydable, nylon ou plastique, à mailles de 60-105 (Figure 1).
3. Plaque perforée en acier inoxydable, plastique ou carton (Figure 1). Il existe des plaques de tailles variables selon les pays. Une plaque ayant un trou de 9 mm de diamètre sur 1 mm d'épaisseur délivrera 50 mg de selles ; une plaque ayant un trou de 6 mm de diamètre sur 1,5 mm d'épaisseur donnera 41,7 mg de selles, et une plaque ayant un trou de 6,5 mm sur une épaisseur de 0,5 mm donnera 20 mg de selles. Les plaques doivent être normalisées au niveau du pays, et il faut toujours utiliser des plaques de même format pour assurer la reproductibilité et la comparabilité des données de prévalence et d'intensité.
4. Spatule en matière plastique (Figure 1).
5. Lames porte-objets (75 x 25 mm).
6. Cellophane hydrophile, de 40 à 50 µm d'épaisseur, en rectangles de 25 x 30 ou 25 x 35 mm (Figure 2).
7. Bocal à fond plat avec couvercle (Figure 2).
8. Pinces.
9. Papier hygiénique ou papier absorbant.
10. Papier journal.
11. Solution de glycérol - vert malachite ou de glycérol - bleu de méthylène (ajouter 1 ml de solution aqueuse à 3 % de vert malachite ou de solution aqueuse à 3 % de bleu de méthylène dans 100 ml de glycérol et 100 ml d'eau distillée, et bien mélanger). Verser cette solution dans un bocal sur les rectangles de cellophane et laisser reposer au moins 24 heures avant emploi.

Mode opératoire

1. Déposer une petite quantité de selles sur un morceau de papier journal ou autre et appuyer le tamis sur l'échantillon de façon à faire passer une partie des matières fécales à travers le tamis (Figure 3).
2. À l'aide de la spatule à bord plat, racler la surface supérieure du tamis pour recueillir les matières fécales tamisées (Figure 4).
3. Disposer la plaque perforée au centre d'une lame porte-objets, et à l'aide de la spatule remplir entièrement le trou de selles tamisées (Figure 5). Avec le bord de la spatule, éliminer l'excès (la spatule et le tamis peuvent être soit jetés soit soigneusement lavés et réutilisés).
4. Retirer soigneusement la plaque de façon que le cylindre de matières fécales reste sur la lame.
5. Couvrir la matière fécale avec un rectangle de cellophane imbibé de glycérol (Figure 6). La cellophane doit être très mouillée si les selles sont sèches et moins mouillée si les selles sont molles (s'il y a trop de glycérol sur la face supérieure de la cellophane, l'essuyer avec du papier hygiénique). En climat sec, un excès de glycérol retardera la dessiccation mais ne l'empêchera pas.
6. Retourner la lame et presser fortement l'échantillon de selles contre la cellophane en se servant d'une autre lame ou d'une surface lisse, par exemple un morceau de tuile ou une pierre plate. La matière fécale se répartira régulièrement entre la lame et la cellophane (Figure 7). L'épaisseur de l'étalement doit être telle qu'il soit possible de lire des caractères de journal au travers (Figure 8).
7. Retourner doucement la lame en la soulevant de côté afin d'éviter que la cellophane ne se détache. Déposer la lame sur la pailleasse, la cellophane étant sur le dessus. L'eau s'évaporera pendant que le glycérol éclaircira les selles.
8. Pour tous les œufs sauf ceux d'ankylostomes, conserver la lame une ou plusieurs heures à température ambiante pour que le matériel s'éclaircisse avant l'examen au microscope. Pour accélérer le processus, on peut déposer la lame dans une étuve à 40°C ou la mettre au soleil pendant quelques minutes.
9. Les œufs d'*Ascaris* ou de *Trichuris* restent visibles et reconnaissables pendant de nombreux mois dans ces préparations. Les œufs d'ankylostomes s'éclaircissent rapidement et cessent d'être visibles au bout de 30 à 60 minutes. Les œufs de schistosomes peuvent être reconnaissables pendant plusieurs mois, mais il est préférable, dans une zone d'endémie, d'examiner les préparations dans les 24 heures.
10. L'étalement devra être examiné de façon systématique (voir planche 1, Figure 4) ; noter le nombre d'œufs trouvé pour chaque espèce. Multiplier ensuite par le nombre approprié pour obtenir le nombre d'œufs par gramme de selles (multiplier par 20 si on utilise une plaque perforée de 50 mg, par 50 si on utilise une plaque de 20 mg, et par 24 si on utilise une plaque de 41,7 mg). En présence d'un grand nombre d'œufs, pour conserver une lecture rigoureuse en réduisant le temps d'observation, on peut recommander de faire une dilution quantitative selon la technique de Stoll, avec NaOH 0,1 mol/l (voir *Parasitologie médicale : techniques de base pour le laboratoire*, OMS, 1993).



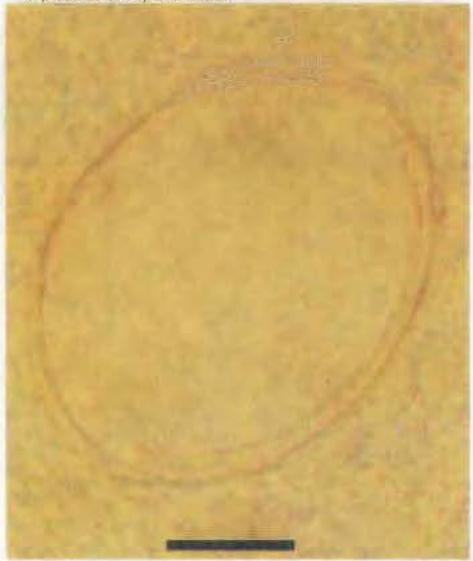


Note : sur toutes les photographies, le trait représente 25 µm



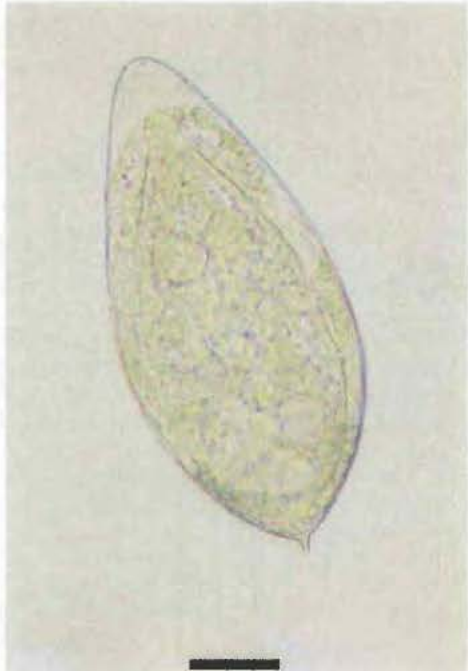
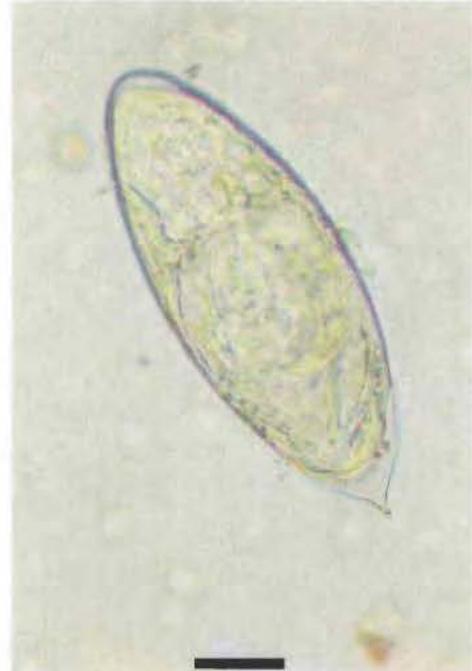
Les œufs de *Schistosoma mansoni* sont grands (114-175 µm sur 45-70 µm), ont une coque fine et transparente et un éperon latéral bien visible ; ils contiennent un miracidium. Si l'éperon n'est pas visible, il est possible de le faire apparaître en tapotant doucement la lamelle.

Les œufs de *S. mansoni* dans les préparations de Kato-Katz sont facilement identifiables d'après leur taille, leur forme et la présence de l'éperon latéral.



Les œufs de *Schistosoma japonicum* sont plus petits que ceux de *S. mansoni* et de *S. haematobium*. Ils mesurent 70-100 µm sur 55-65 µm et sont de forme ronde à ovale, possèdent une coque fine et un petit éperon latéral peu visible. Ils contiennent un miracidium. Il est fréquent que des débris de matières fécales adhèrent à la surface de l'œuf, ou que l'orientation de l'œuf, cachent l'éperon.

Dans les préparations de Kato-Katz, l'éperon de l'œuf de *S. japonicum* est rarement observable et le miracidium devient rapidement invisible. Pour identifier l'espèce, on se base sur la taille et la présence d'une coque mince.

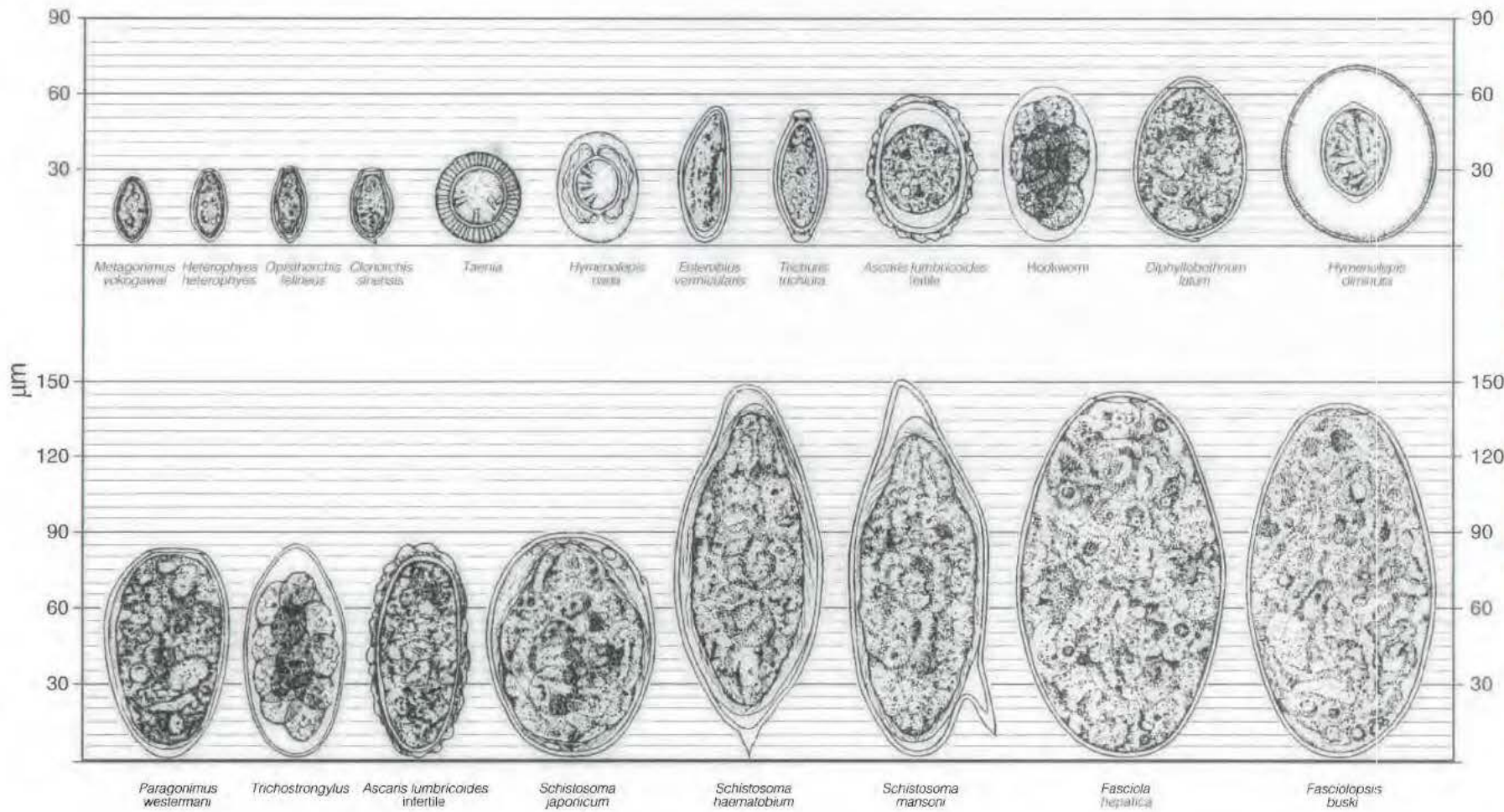


Les œufs de *S. haematobium* ont un éperon terminal et contiennent un miracidium. Ils mesurent 112-170 µm sur 50-70 µm. Ces œufs se trouvent généralement dans l'urine mais on peut aussi parfois les trouver dans les selles.

Les œufs de *Schistosoma intercalatum* sont habituellement plus gros que ceux de *S. haematobium*, ils mesurent environ 140-240 µm, s'observent facilement dans les selles et présentent un renflement apical.



Dimensions relatives des œufs d'helminthes*



WHO 90589

* *Schistosoma mekongi* et *Schistosoma intercalatum* ne sont pas représentés ici. Les œufs de *S. mekongi* mesurent 51-78 µm sur 39-66 µm, les œufs de *S. intercalatum* mesurent 140-240 µm de long.



Note : sur toutes les photographies, le trait représente 25 µm



Les œufs de *Clonorchis sinensis* mesurent 27-35 µm sur 12-19 µm, possèdent un opercule inséré dans un rebord de la coque et habituellement une petite protubérance à l'extrémité opposée. Des débris de petite taille peuvent adhérer à la coque. Les œufs trouvés dans les selles contiennent un miracidium. Les œufs d'*Opisthorchis* ont le même aspect.



Les œufs de *Metagonimus yokogawai* mesurent 20-30 µm sur 15-17 µm, ont un opercule peu visible et n'ont pas de protubérance à l'extrémité opposée. En général, il n'y a pas de débris adhérents à la coque. Les œufs trouvés dans les selles contiennent un miracidium.



Les œufs de *Fasciola hepatica* mesurent habituellement 130-150 µm sur 63-90 µm, ont un opercule peu visible, ne sont pas embryonnés, et ont souvent une irrégularité de la coque à l'extrémité opposée à l'opercule (cette irrégularité ne s'observe pas sur les œufs de *Fasciolopsis buski*, par ailleurs similaires).



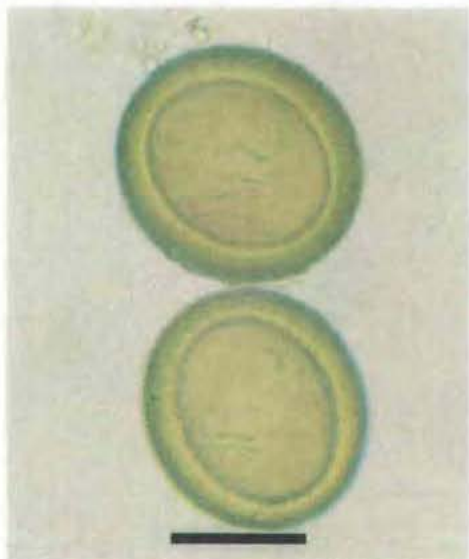
Les œufs de *Paragonimus westermani* mesurent habituellement 80-120 µm sur 45-70 µm, sont de couleur brun doré, ont une coque épaisse, ne sont pas embryonnés dans les selles ou les crachats et possèdent un opercule bien visible. La coque est épaissie à l'extrémité opposée à l'opercule.



Les œufs de *Paragonimus uterobilateralis*, une espèce africaine, sont habituellement plus petits que ceux de *P. westermani*, mesurent 50-95 µm sur 35-55 µm, et ont un opercule moins visible.



Diphylobothrium latum. Ces œufs de cestodés operculés mesurent habituellement 58-75 µm sur 40-50 µm, ne sont pas embryonnés dans les selles et peuvent présenter une petite protubérance à l'extrémité opposée à l'opercule.



Les œufs de *Taenia* sont tous identiques, avec un diamètre de 31-43 µm, une coque épaisse d'aspect prismatique, et contiennent un embryon à six crochets, l'oncosphère. Parfois, une mince membrane embryonnaire hyaline peut être conservée autour de ces œufs.



Les œufs de *Hymenolapis diminuta* mesurent 70-85 µm sur 60-80 µm, sont sphériques, de couleur brun jaunâtre et contiennent un embryon à six crochets. Il n'y a pas de filaments comme chez *H. nana*.



Les œufs d'*Hymenolapis nana* sont habituellement sphériques, de 30-47 µm de diamètre, possèdent une coque mince hyaline et contiennent une oncosphère à six crochets. La paroi de l'oncosphère présente deux épaississements polaires d'où partent quatre à huit filaments qui s'étendent entre l'oncosphère et la coque externe.



Techniques de coloration des protozoaires dans les selles

L'emploi de solution de Lugol pour colorer les préparations à l'état frais de prélèvements de selles fraîches ou conservées dans le formol est décrit sur la planche 1. Ici sont décrites quelques techniques de coloration permanente d'étalements préparés à partir de selles fraîches ou conservées dans le PVA ou le SAF. On trouvera également de nombreux détails sur la préparation des étalements de selles et l'application des diverses techniques de coloration dans les publications mentionnées à la fin de l'introduction.

Colorants pour la coloration permanente des étalements de selles

A. Colorant au trichrome

Utilisation. Très bon colorant pour les étalements de selles fraîches ou conservées dans le PVA ; ne donne pas de bons résultats avec des selles conservées dans le SAF.

Préparation. Ajouter 10 ml d'acide acétique glacial à 6 g de chromotrope 2R, 3 g de vert lumière SF et 7 g d'acide phosphotungstique dans un flacon propre. Mélanger en imprimant un mouvement de rotation au flacon et laisser reposer 30 min. Ajouter 1000 ml d'eau distillée et mélanger soigneusement ; la solution doit être violet foncé. Conserver dans un flacon bouché à l'émeri ; le colorant est stable et s'utilise non dilué.

Technique de coloration. Déposer les lames, fixées soit dans le fixateur de Schaudinn soit dans le PVA, dans de l'alcool à 70 % pendant 2 min. Ajouter du Lugol dilué dans de l'éthanol à 70 % jusqu'à obtention d'une couleur brun foncé ; déposer les lames dans la solution pendant 5 min. Passer les lames dans deux bains successifs d'alcool à 70 %. Colorer les lames dans du colorant au trichrome non dilué pendant 10 min. Retirer les lames, égoutter soigneusement, et les déposer dans de l'alcool acidifié à 90 % (préparé en ajoutant 4,5 ml d'acide acétique glacial à un litre d'éthanol à 90 %) pendant 2 à 3 secondes. Plonger les lames dans de l'alcool à 95 % pour les rincer, puis les déshydrater dans de l'éthanol à 100 % et du xylène ou dans un mélange carbol-xylène. Couvrir d'une lamelle en prenant un milieu de montage résineux.

B. Colorant à l'hématoxyline ferrique

Utilisation. Très bon colorant pour les étalements de selles fraîches ou conservées dans le PVA ou le SAF.

Préparation.

Solution-mère A : dissoudre 1 g de cristaux d'hématoxyline dans 100 ml d'alcool à 95 % ; laisser reposer à la lumière pendant une semaine puis filtrer.

Solution-mère B : mélanger 1 g de sulfate ferreux d'ammonium, 1 g de sulfate ferrique d'ammonium et 1 ml d'acide chlorhydrique dans 97 ml d'eau distillée.

Préparer une solution de travail en mélangeant 25 ml de chacune des solutions-mères A et B ; préparer cette solution au moins 3 à 4 heures avant l'emploi. Préparer une solution d'acide picrique pour la décoloration en ajoutant 25 ml d'acide picrique en solution aqueuse saturée à 25 ml d'eau distillée.

Technique de coloration. Déposer les lames dans de l'alcool à 70 % pendant 5 min, puis dans de l'alcool à 50 % pendant 2 min, dans de l'eau du robinet pendant 5 min, dans la solution de travail d'hématoxyline pendant 10 min, dans l'eau distillée pendant 1 min, dans la solution d'acide picrique pendant 1 min, sous l'eau courante du robinet pendant 10 min, dans de l'alcool à 70 % contenant une goutte d'ammoniaque pendant 5 min, et enfin dans l'alcool à 95 % pendant 5 min. Déshydrater dans de l'alcool à 100 % et du xylène ou dans un mélange carbol-xylène. Couvrir d'une lamelle en prenant un milieu de montage résineux.

C. Technique de Ziehl-Neelsen modifiée (colorant acidorésistant)

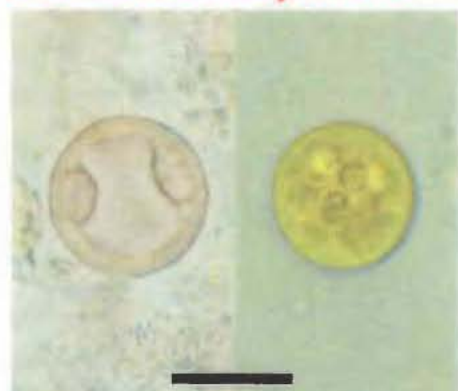
Utilisation. Pour la détection de *Cryptosporidium*, *Cyclospora*, et d'autres infections à coccidies.

Réactifs. Carbol-fuch sine, formol, solution HCl-éthanol, solution glycérol-vert malachite (ou glycérol-bleu de méthylène), solution HCl-méthanol. Pour préparer les réactifs, voir la publication de l'OMS *Parasitologie médicale : techniques de base pour le laboratoire*, 1993.

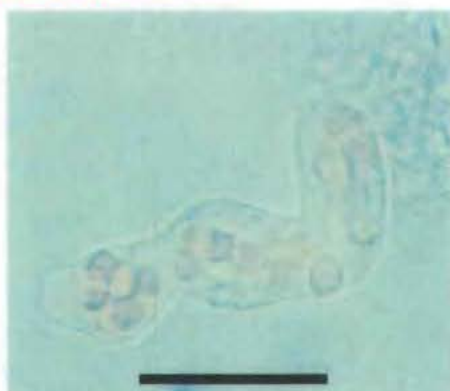
Technique de coloration. Préparer un étalement mince de selles ; sécher à l'air et fixer au méthanol pendant 2 à 3 min. Colorer avec la carbol-fuch sine froide pendant 5 à 10 min. Différencier en solution d'HCl-éthanol à 1 % jusqu'à ce que le colorant cesse de diffuser. Rincer à l'eau du robinet. Faire une contre-coloration par le vert malachite (ou le bleu de méthylène) à 0,25 % pendant 30 s. Rincer à l'eau du robinet. Sécher au papier buvard ou laisser égoutter.



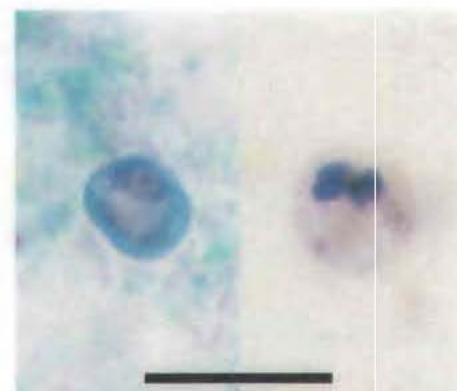
Entamoeba histolytica et *Entamoeba hartmanni*



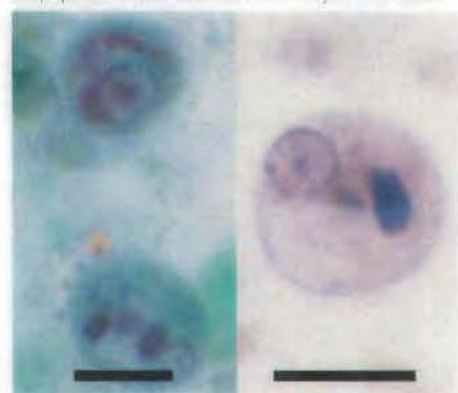
Gauche : kyste binucléé d'*E. histolytica* dans une préparation à l'état frais dans le MIF ; une grosse vacuole de glycogène se trouve entre les noyaux. Droite : kyste à maturité de *E. histolytica* dans une préparation à l'état frais à l'iode ; 3 des 4 noyaux sont visibles.



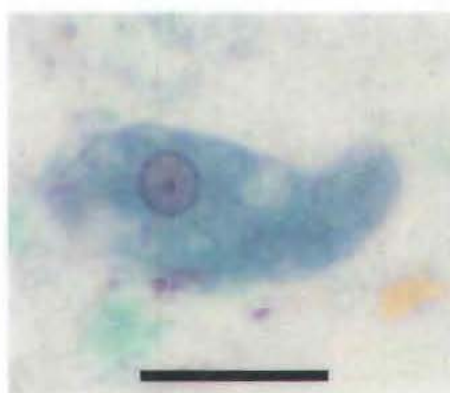
Forme végétative vivante d'*E. histolytica* contenant de non-breusés hématies ; préparation à l'état frais non colorée.



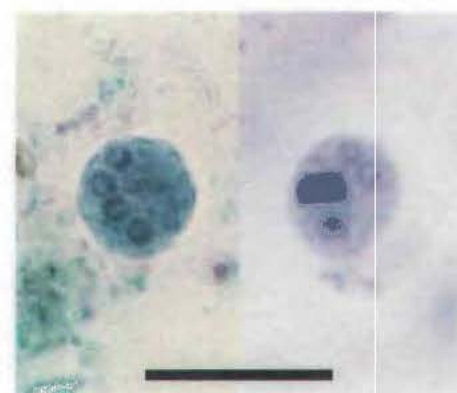
Kystes mononucléés d'*E. hartmanni*.
Gauche : vacuole de glycogène et cristalloïdes ; trichrome.
Droite : cristalloïdes ; hématoxyline ferrique.



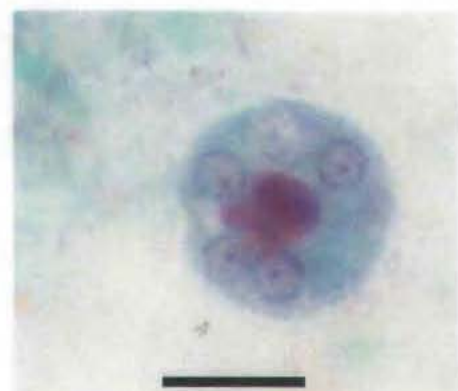
Gauche : kyste mononucléé (en haut) et kyste binucléé d'*E. histolytica*, possédant chacun une vacuole de glycogène et des cristalloïdes ; trichrome. Droite : kyste mononucléé d'*E. histolytica* avec cristalloïdes ; hématoxyline ferrique.



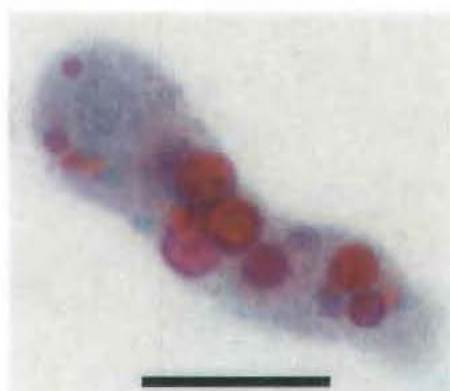
Forme végétative d'*E. histolytica* ; trichrome.



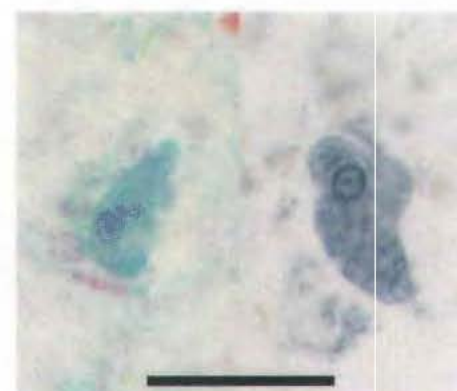
Gauche : kyste à maturité d'*E. hartmanni* avec 4 noyaux, trichrome.
Droite : kyste binucléé avec un noyau bien visible et des cristalloïdes ; hématoxyline ferrique.



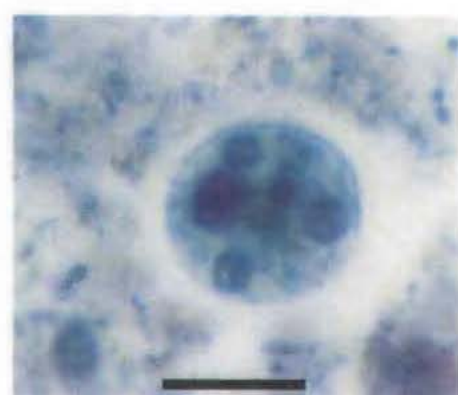
Kyste à maturité d'*E. histolytica* avec 4 noyaux et des cristalloïdes ; trichrome.



Forme végétative d'*E. histolytica* contenant des érythrocytes ingérés colorés en rouge ; noyau visible le long de la marge inférieure du parasite ; trichrome.



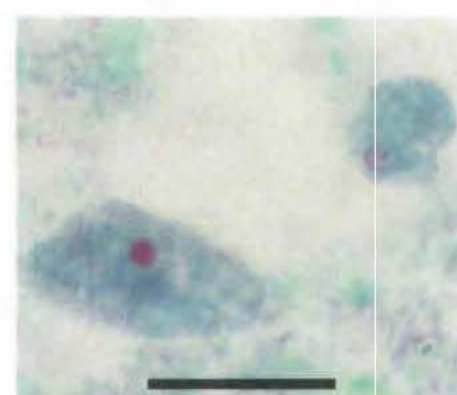
Formes végétatives d'*E. hartmanni*.
Gauche : trichrome.
Droite : hématoxyline ferrique.



Kyste à maturité d'*E. histolytica* montrant 3 des 4 noyaux et des cristalloïdes (non au point sur cette photographie) ; hématoxyline ferrique.



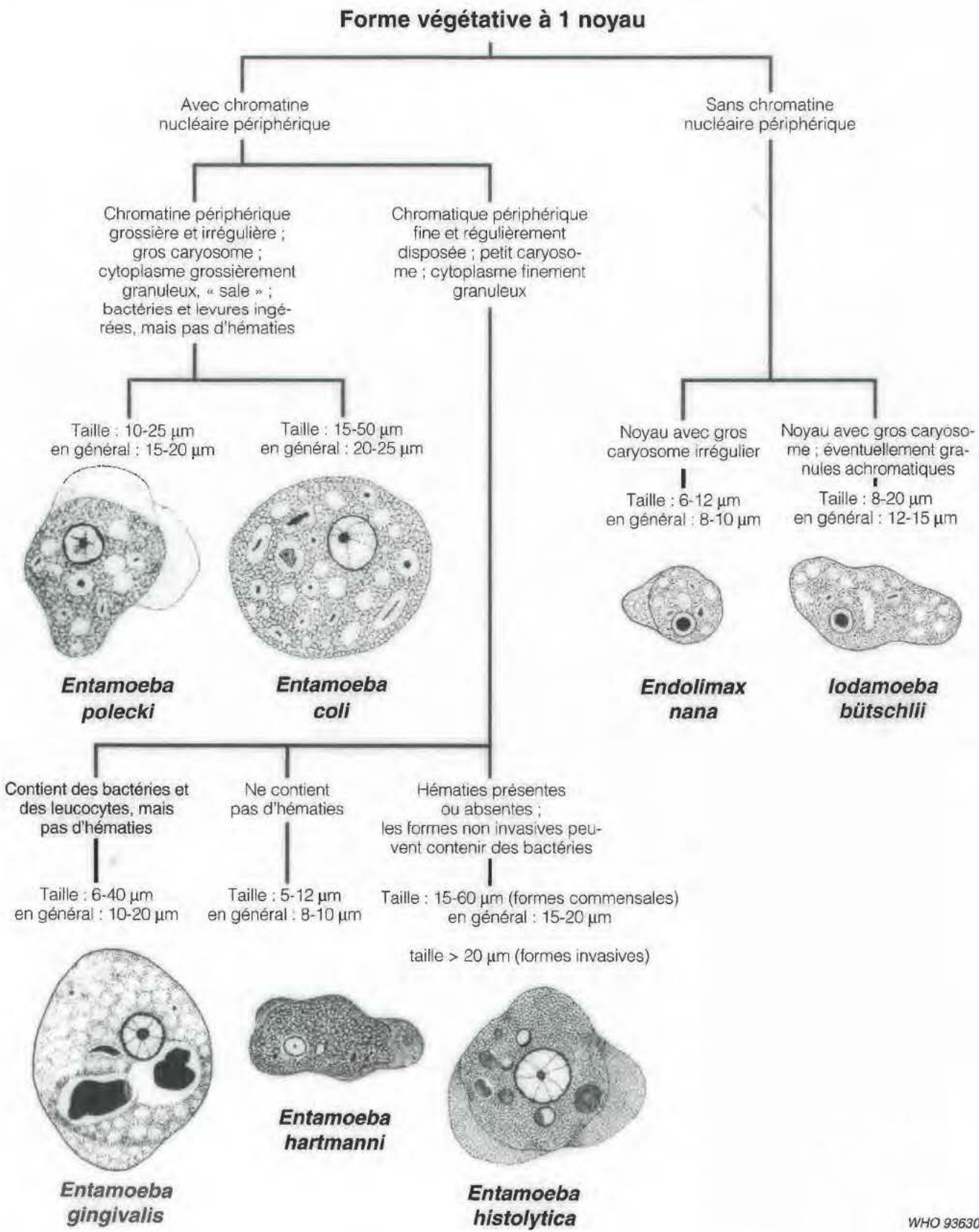
Forme végétative d'*E. histolytica* ; hématoxyline ferrique.



Forme végétative d'*E. hartmanni* (droite) et d'*Entamoeba dischlii* (gauche) ; trichrome. Noter la différence de taille.



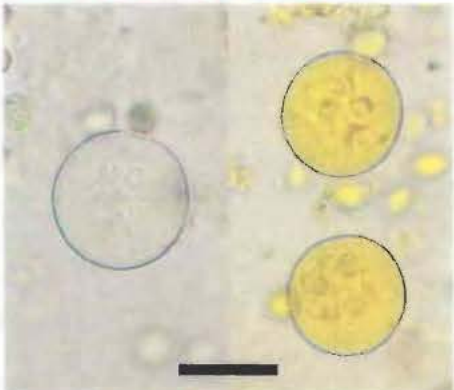
Clé de détermination des formes végétatives d'amibes dans les étalements colorés





Note : sur toutes les photographies, le trait représente 10 µm

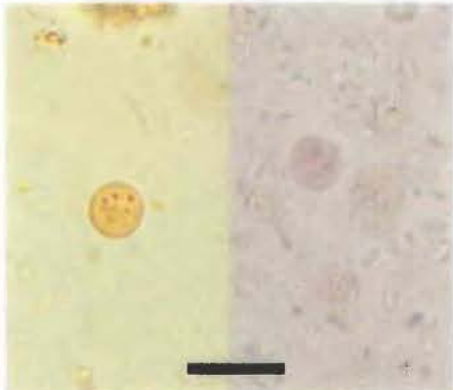
Amibes commensales



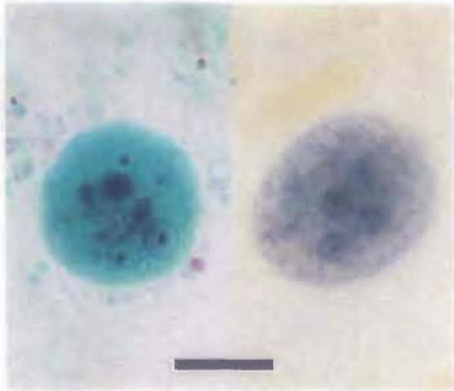
Kystes mûrs d'*Entamoeba coli*. Gauche : préparation à l'état frais dans le formol, non colorée. Droite : préparation à l'état frais colorée à l'iode



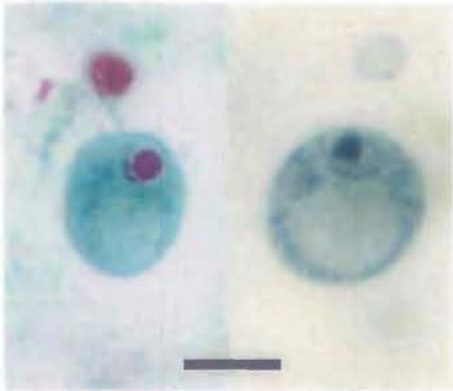
Kystes d'*Indamoeba butschlii* dans une préparation à l'état frais à l'iode. Noter les vacuoles de glycogène colorées en brun dans chaque kyste. Le noyau n'est en principe pas visible dans ces préparations.



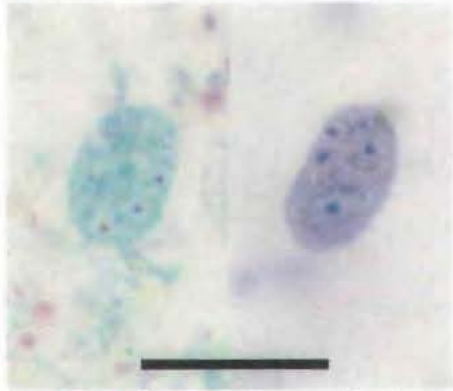
Kystes d'*Endolimax nana* dans des préparations à l'état frais. Gauche : kyste coloré par l'iode, montrant 3 des 4 noyaux. Droite : 3 kystes dans le MIF, 3 des 4 noyaux étant visibles dans celui du haut.



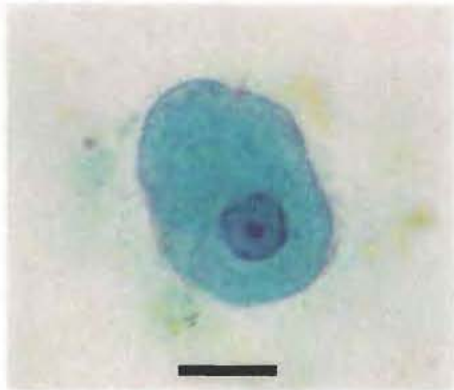
Kystes mûrs d'*E. coli* colorés par le trichrome (gauche) et par l'hématoxyline ferrique (droite).



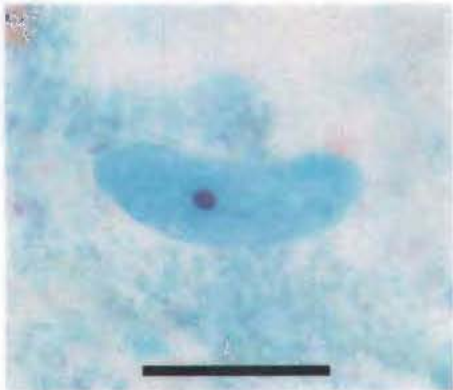
Kystes d'*I. butschlii*. Dans le kyste de gauche, coloré au trichrome, la vacuole n'est pas aussi clairement visible que dans celui de droite, coloré à l'hématoxyline ferrique ; avec ces colorants, le noyau unique avec un gros caryosome est facilement visible.



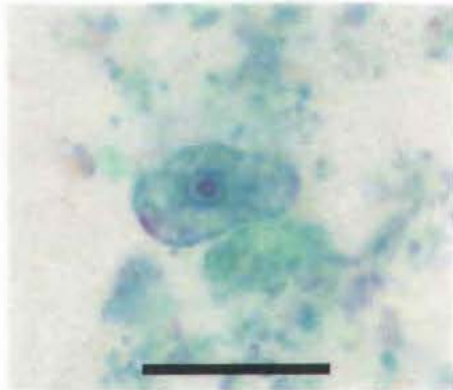
Kystes d'*E. nana*. Gauche : 3 ou 4 noyaux visibles, trichrome. Droite : les 4 noyaux visibles, hématoxyline ferrique.



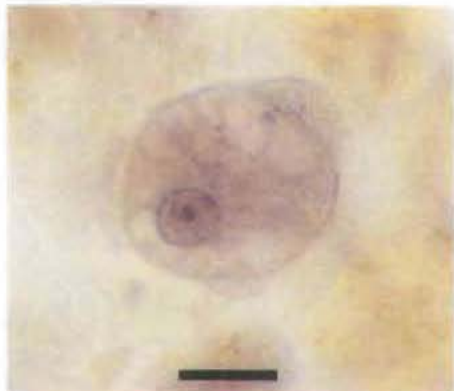
Forme végétative d'*E. coli*, trichrome. Noter la chromatine irrégulière à la périphérie de la membrane nucléaire.



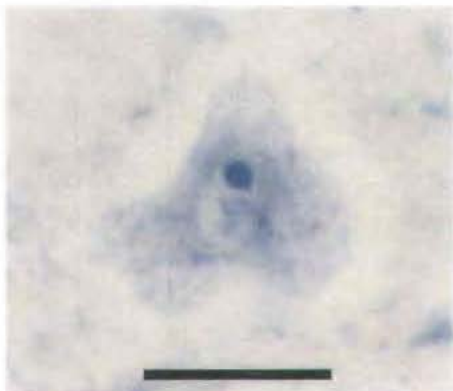
Forme végétative d'*I. butschlii*, trichrome.



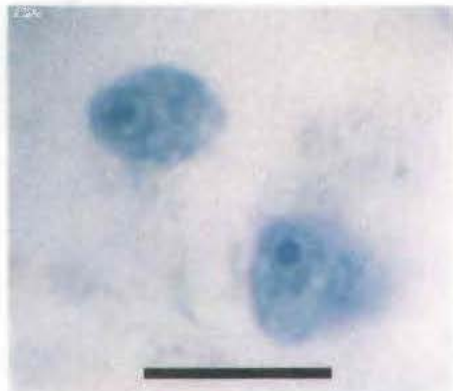
Forme végétative d'*E. nana*, trichrome. La petite taille du parasite et la présence d'un gros caryosome remplissant presque le noyau, qui manque de chromatine périphérique, permettent l'identification.



Forme végétative d'*E. coli*, hématoxyline ferrique. Noter le gros caryosome excentré dans le noyau.



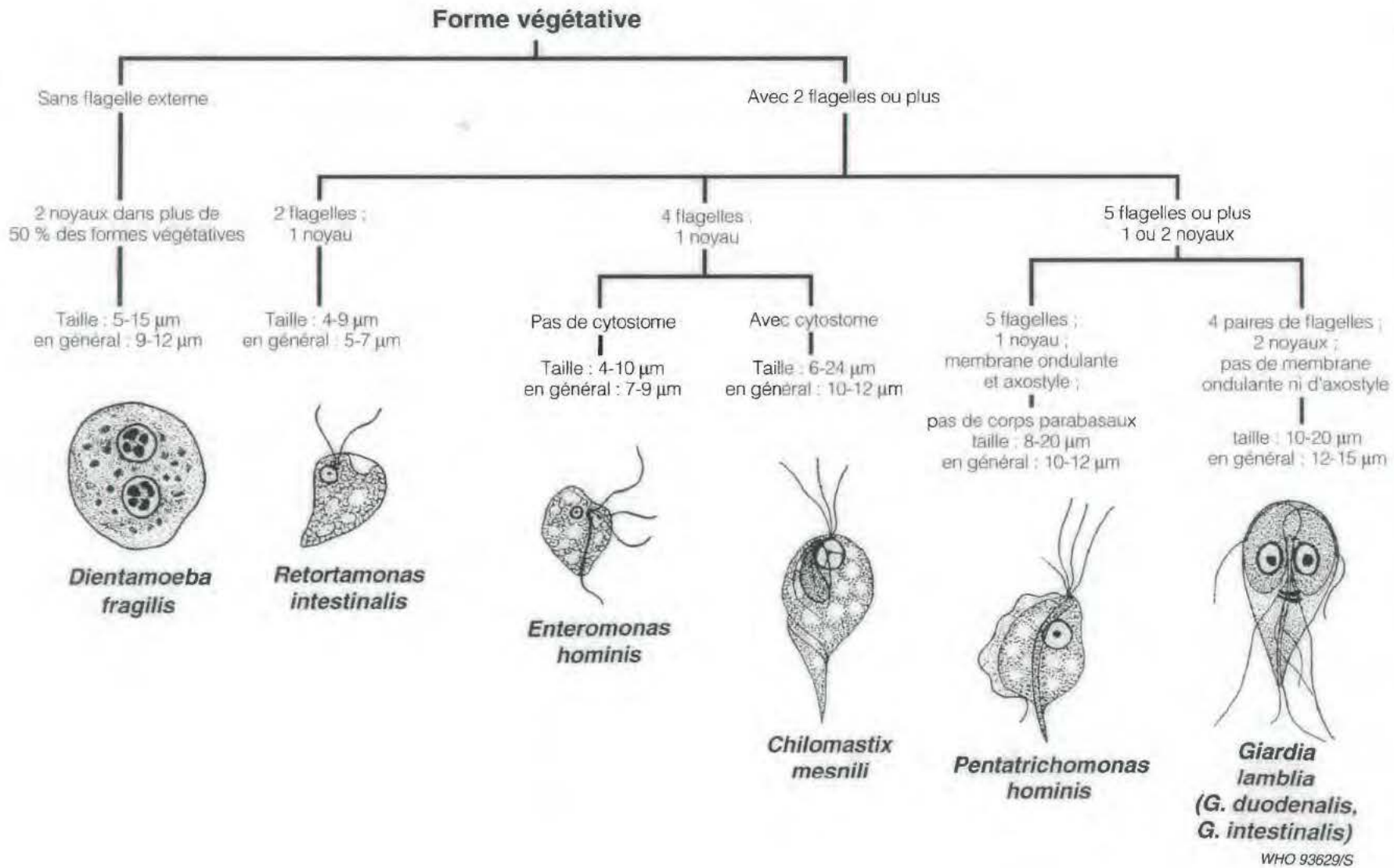
Forme végétative d'*I. butschlii*, hématoxyline ferrique.



Formes végétatives d'*E. nana*, hématoxyline ferrique.



Clé de détermination des formes végétatives de flagellés intestinaux dans les étalements colorés

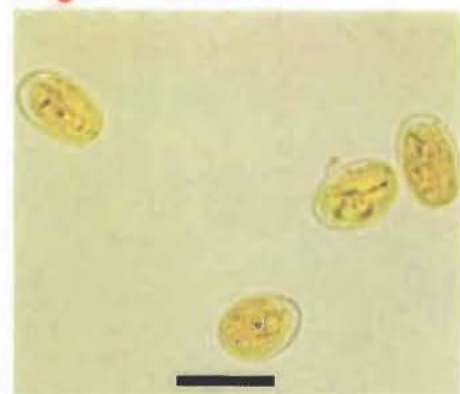


Note : *Dientamoeba fragilis* et *Pentatrichomonas hominis* ne possèdent pas de stade kystique

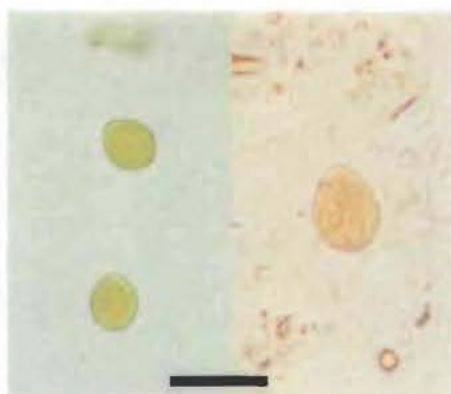


Note : sur toutes les photographies, le trait représente 10 µm

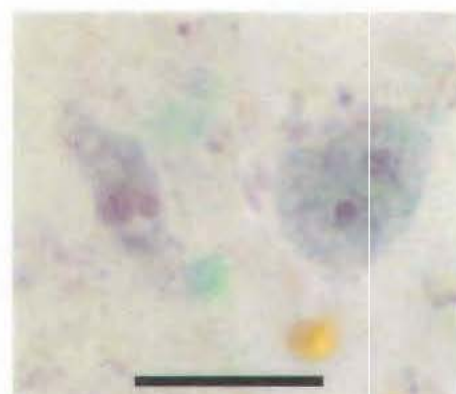
Flagellés intestinaux



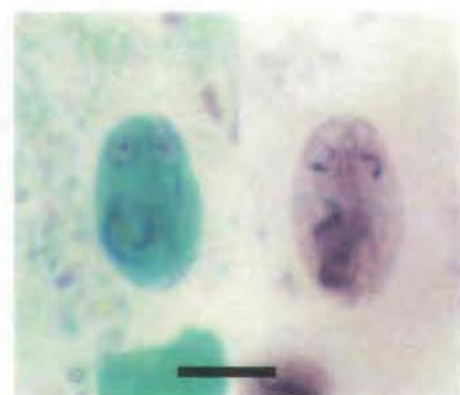
Kystes de *Giardia lamblia*, préparation à l'état frais à l'iode.



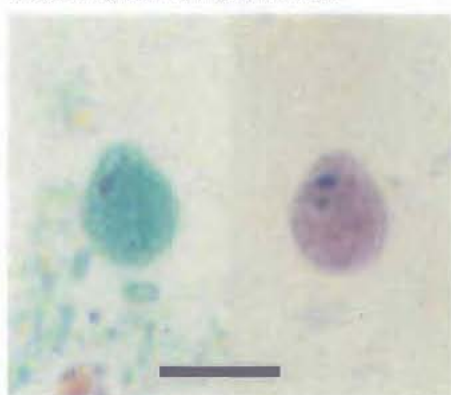
Kystes de *Chilomastix mesnili*, préparations à l'état frais à l'iode. A gauche, deux kystes sont montrés à faible grossissement et présentent l'aspect typique en forme de citron ; à droite, le noyau et le cytostome sont faiblement visibles.



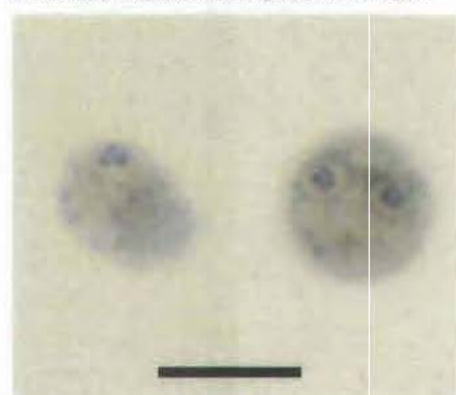
Formes végétatives binucléées de *Dientamoeba fragilis*, trichrome. A gauche, seul un des deux noyaux est clairement visible. Avec le trichrome, les formes végétatives prennent de façon caractéristique une coloration pâle. Il n'existe pas de stade kystique chez cette espèce.



Kystes de *G. lamblia* colorés au trichrome (gauche) et à l'hématoxyline ferrique (droite).



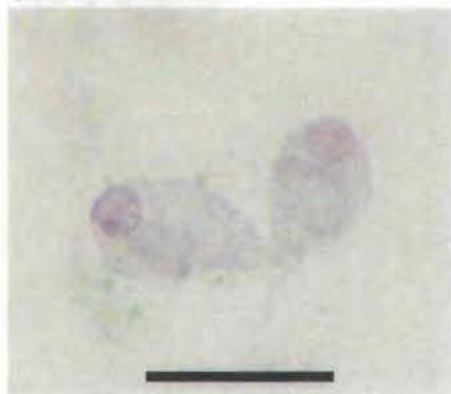
Kystes de *C. mesnili* colorés au trichrome (gauche) et à l'hématoxyline ferrique (droite). Les deux montrent un aspect typique en forme de citron et sur la photographie de droite, le cytostome est faiblement visible.



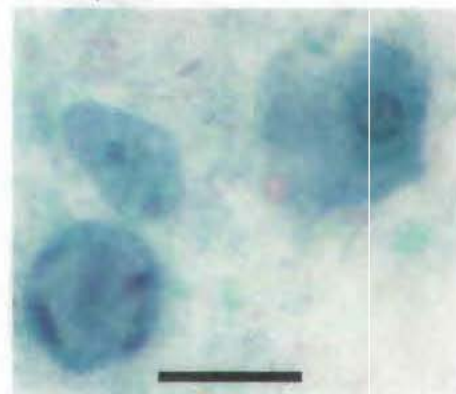
Formes végétatives de *D. fragilis*, hématoxyline ferrique. A gauche, forme mononucléaire avec un caryosome fragmenté en 3 parties ; à droite, on voit deux noyaux présentant une fragmentation du caryosome.



Forme végétative de *G. lamblia*, trichrome.



Formes végétatives de *C. mesnili*, trichrome. Avec le trichrome, les formes végétatives prennent souvent une coloration pâle comme ici ; un parasite présente une extrémité postérieure effilée et un cytostome faiblement coloré.



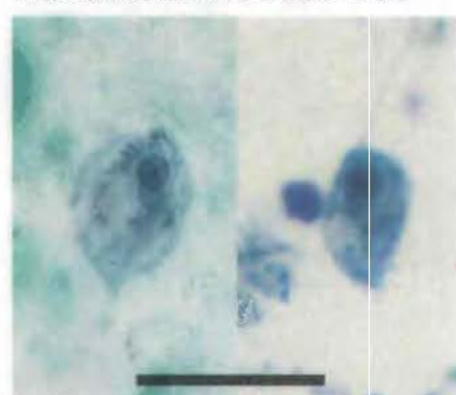
Forme végétative binucléée de *D. fragilis*, plus délicatement colorée, visible entre une forme végétative d'*E. histolytica* (en haut à droite) et un kyste mononucléaire plus petit d'*E. histolytica* contenant des cristalloïdes. Noter la différence de taille. Trichrome.



Formes végétatives de *G. lamblia*, hématoxyline ferrique. Trois parasites sont vus par la face ventrale et deux sont vus latéralement.



Forme végétative de *C. mesnili*, hématoxyline ferrique. Noter le noyau à l'extrémité antérieure et l'extrémité postérieure effilée.



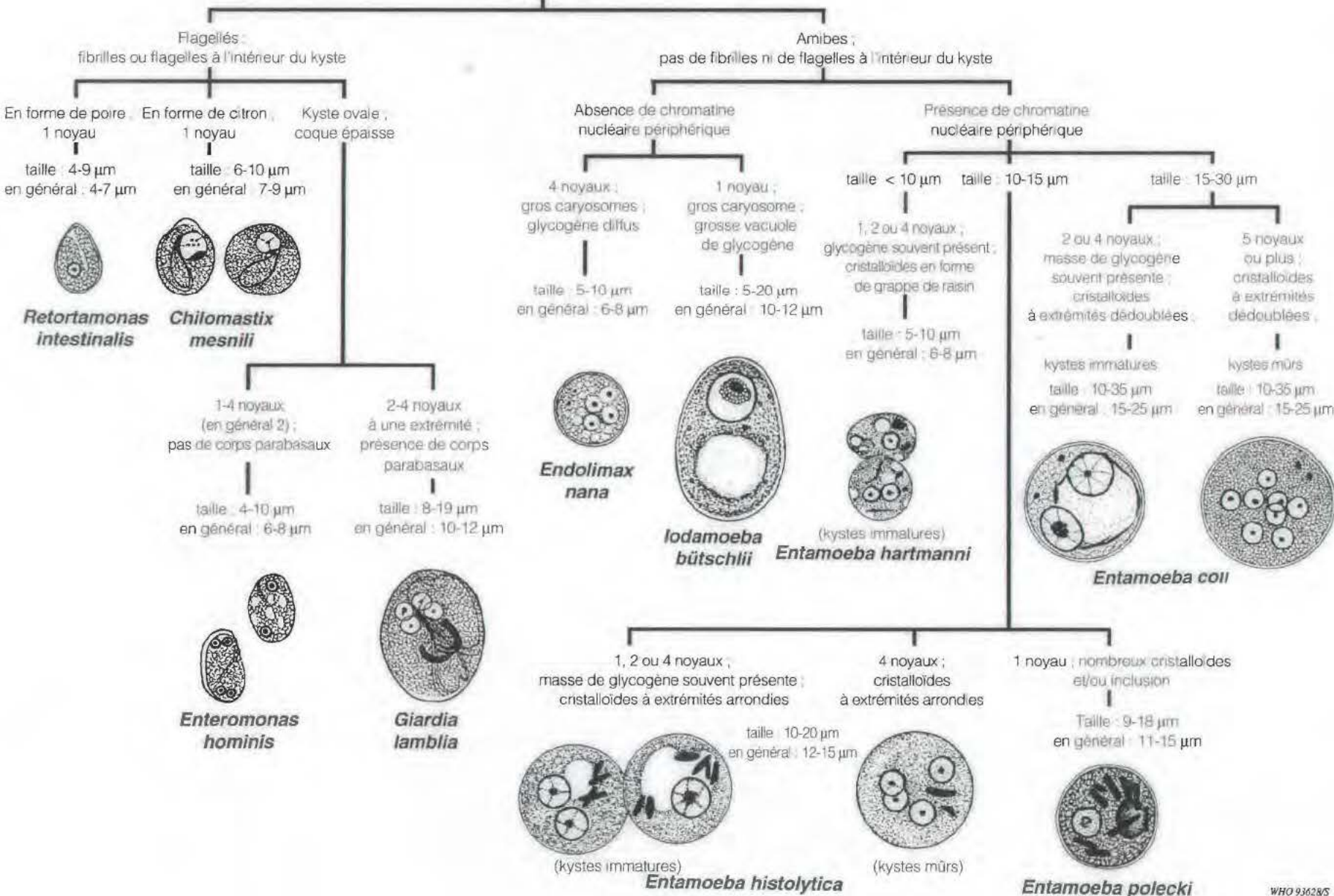
Formes végétatives de *Pentatrichomonas hominis* colorées au trichrome (gauche) et à l'hématoxyline ferrique (droite). Noter le noyau et l'axostyle dans le parasite de gauche, et les flagelles dirigés vers l'avant et faiblement colorés dans les parasites de droite.



Clé de détermination des kystes d'amibes et de flagellés dans les étalements colorés

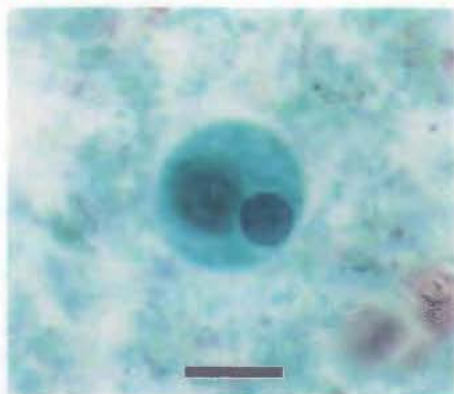
WHO 93628/5

Kystes

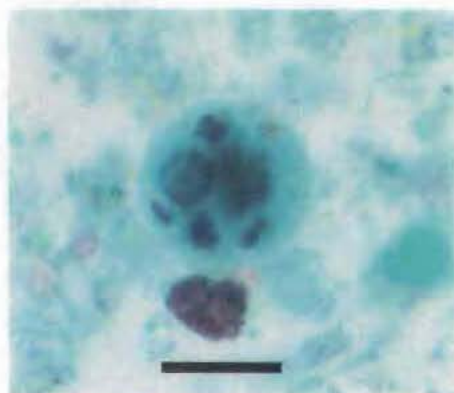




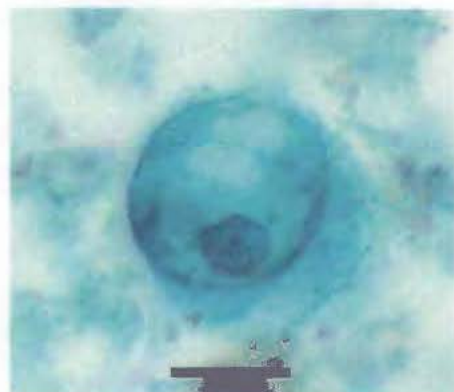
Protozoaires rares et artefacts



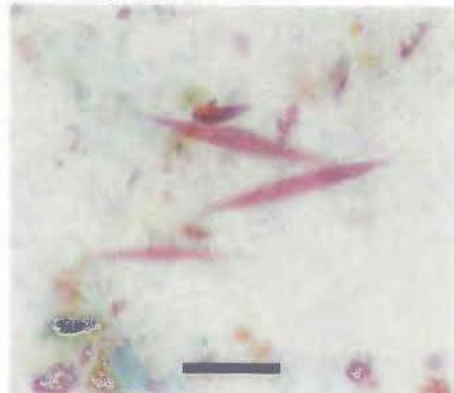
Kyste mononucléé d'*Entamoeba polecki*, trichrome. Noter l'inclusion arrondie dense sur le côté gauche du kyste et le noyau sur la droite. Les kystes sont en principe mononucléés et peuvent ou non contenir une inclusion.



Kyste mononucléé d'*E. polecki*, trichrome. Le noyau, sur la partie gauche, est considérablement obscurci par un grand nombre de cristalloïdes de diverses tailles. Les kystes ont souvent de nombreux cristalloïdes, avec ou sans inclusion.



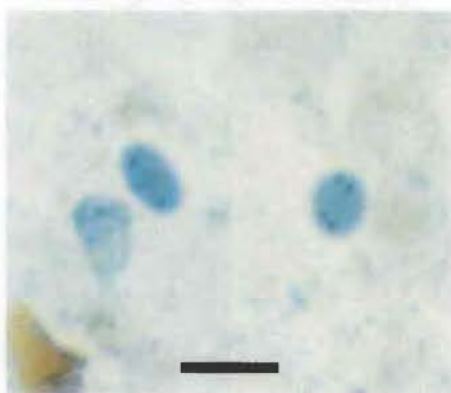
Forme végétative d'*E. polecki*, trichrome. Le noyau a une morphologie similaire à celle des formes végétatives d'*E. histolytica*, c'est-à-dire avec un petit cariosome et de fins granules de chromatine périphérique le long de la membrane nucléaire.



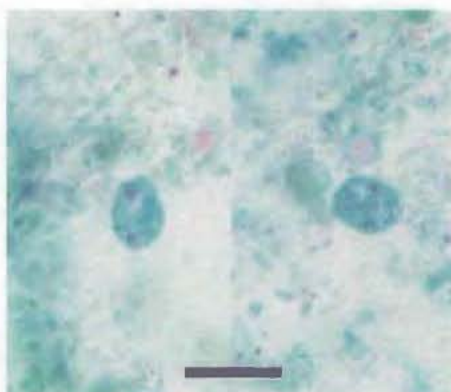
Cristaux de Charcot-Leyden, trichrome. Ces éléments allongés, de forme pointue et colorés en rose, sont des produits de dégradation des éosinophiles et peuvent souvent s'observer dans les selles et les crachats de sujets atteints de divers types d'infections.



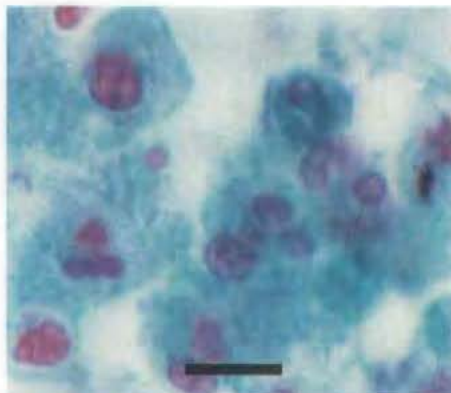
Forme végétative d'*Entamoeba gingivalis*, hématoxyline ferrique. Cette amibe n'a pas de stade kystique et se trouve en général dans les frottais réalisés à partir de matériel prélevé au niveau des collets dentaires. Les formes végétatives ont un noyau ressemblant à celui d'*E. histolytica* et contiennent habituellement des leucocytes et bactéries ingérés.



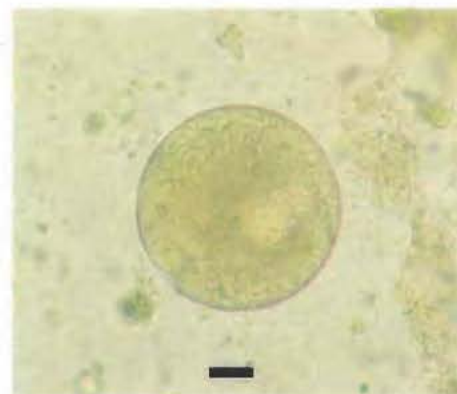
Forme végétative d'*Enteromonas hominis* et kyste binucléé (gauche), hématoxyline ferrique. La forme végétative est sur la gauche et les noyaux sont visibles aux deux extrémités du kyste. Le kyste mûr (droite) a typiquement 4 noyaux, 2 à chaque extrémité. Hématoxyline ferrique.



Kystes binucléés d'*E. hominis*, trichrome.



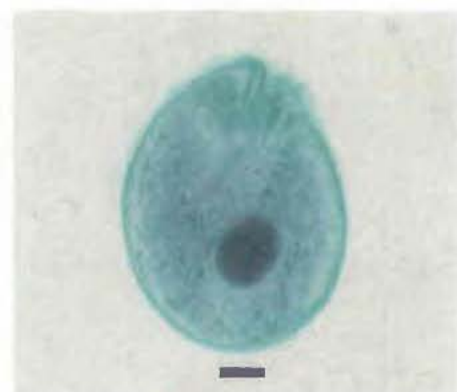
Des leucocytes polymorphonucléaires sont visibles en amas dans les éléments colorés au trichrome. Ils peuvent être pris pour des amibes, mais la grande taille du noyau par rapport au cytoplasme et la structure de ces éléments indiquent qu'il s'agit de cellules inflammatoires.



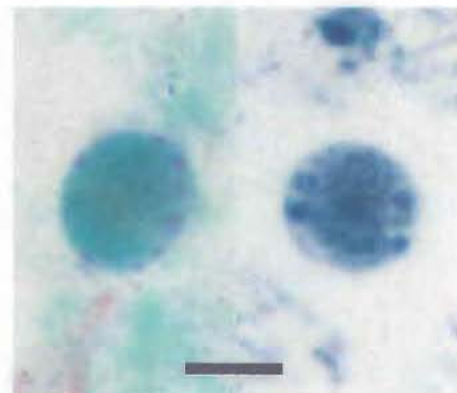
Kyste de *Balantidium coli* dans une préparation à l'état frais non colorée. Le gros macronucléus est visible sous forme de tache claire sur la partie droite du kyste.



Forme végétative de *B. coli*, préparation à l'état frais dans le MIF. Le cytostome est visible en haut du parasite et la grande zone claire en bas est le macronucléus. Des cils sont visibles à la surface du parasite.



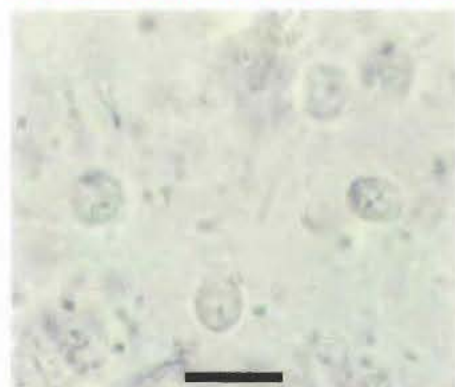
Forme végétative de *B. coli*, trichrome. Le cytostome est visible en haut du parasite. Le macronucléus est la structure de couleur sombre au milieu de l'organisme. Des cils sont visibles en surface.



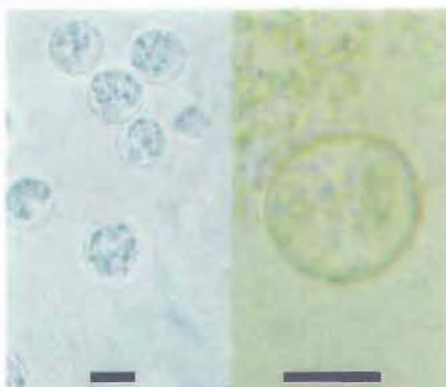
Blastocystis hominis, trichrome (gauche) et hématoxyline ferrique (droite). Des éléments arrondis ressemblant à des noyaux et entourant une vacuole centrale sont observables à la périphérie de ces deux parasites.



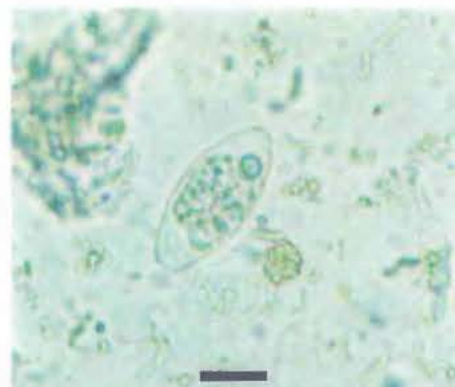
Coccidies intestinales et microsporidies



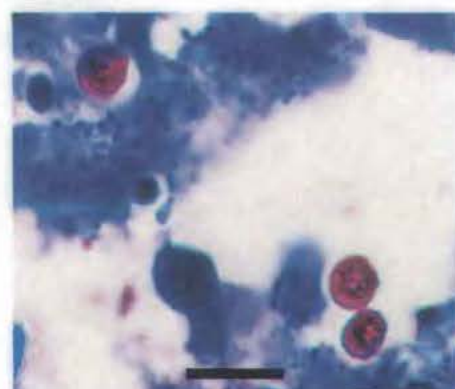
Oocystes de *Cryptosporidium parvum*, préparation à l'état frais dans le formol. La petite taille (4-6 µm) de ces parasites et la présence de granules noirs dans les oocystes permettent l'identification.



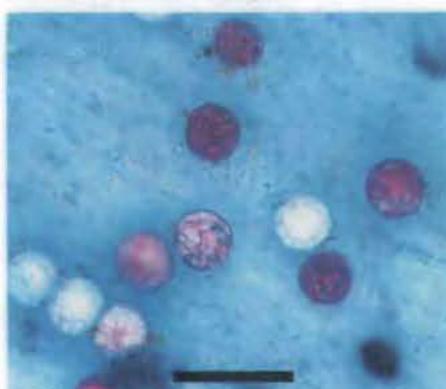
Oocystes non sporulés de *Cyclospora cayentanensis*, préparation à l'état frais dans le formol (gauche) ; ils contiennent de nombreux corps sphériques. À droite, à plus fort grossissement, oocyste sporulé contenant 2 sporocystes.



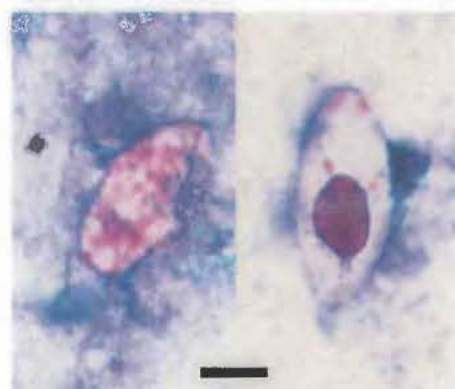
Oocyste d'*Isospora belli*, préparation à l'état frais dans le formol. Les oocystes ne sont pas sporulés lorsqu'ils sont excrétés dans les selles et sont beaucoup plus gros que ceux de *Cryptosporidium* ou de *Cyclospora*.



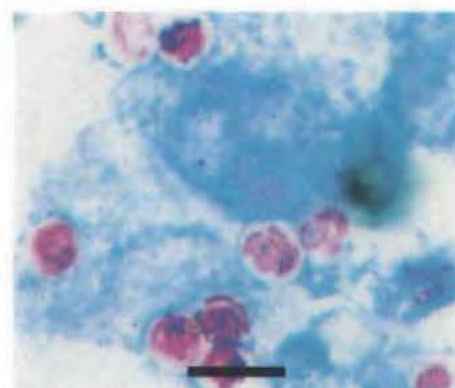
Oocystes de *C. parvum*, colorant acidorésistant. La petite taille, la coloration rouge intense et la présence de granules noirs permettent l'identification.



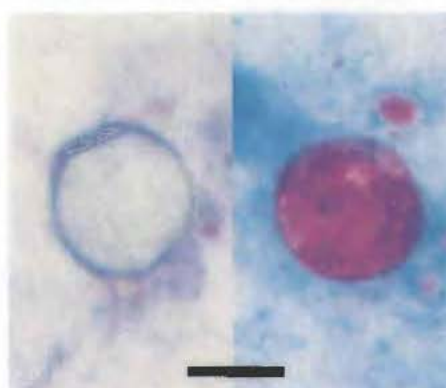
Oocystes non sporulés de *C. cayentanensis*, colorant acidorésistant. Avec ce colorant, les oocystes se colorent de façon variable, en rouge, bleuâtre ou ne se colorent pas. Ce caractère, ainsi que leur taille plus grande (8-10 µm), permet de les distinguer des oocystes de *Cryptosporidium*.



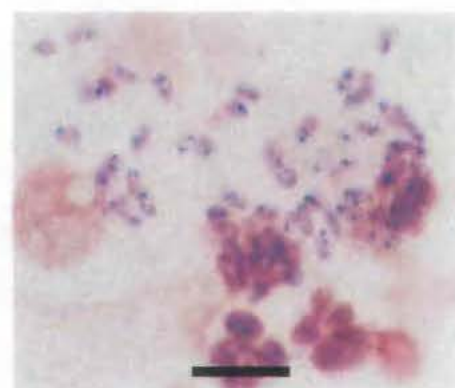
Oocystes d'*I. belli*, colorant acidorésistant. À gauche, un oocyste atypique semble vide ; ce type d'oocyste s'observe souvent chez les malades en traitement. À droite, un oocyste typique contenant un sporoplasme coloré en rouge.



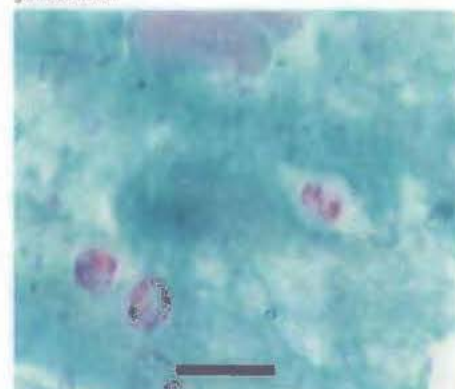
Oocystes de *C. parvum*, colorant acidorésistant. Avec diverses modifications du colorant, les oocystes peuvent prendre une coloration rouge à rose (comme ici) ; on observe également des granules noirs.



Oocystes de *C. cayentanensis*, colorant acidorésistant. Le parasite de gauche n'est pas coloré tandis que celui de droite présente une coloration rouge typique.



Spores d'*Enterocytozoon hellem*, colorant de Gram. Ces spores de microsporidies se trouvent dans le sédiment urinaire ; leur petite taille est bien visible ici.



Oocystes de *C. parvum*, trichrome. Les oocystes ne se colorent pas toujours avec le trichrome mais lorsqu'ils prennent la coloration, on peut voir les quatre sporozoïtes, comme ici.



Oocyste sporulé et sporocyste de *Sarcocystis*, préparation à l'état frais dans le formol. L'oocyste à paroi mince contient deux sporocystes mais se rompt facilement et des sporocystes libres se trouvent souvent dans les selles, comme ici. Les oocystes de toutes les espèces de *Sarcocystis* sont de taille similaire.



Spores d'une microsporidie intestinale, *Enterocytozoon bienosii* ou *Septata intestinalis*, dans une préparation au blanc de calcofluor-KOH sous éclairage ultraviolet. La petite taille de ces deux espèces empêche leur identification précise dans cette préparation.



Caractéristiques diagnostiques des coccidies intestinales et des microsporidies parasites de l'homme

| Parasite | Stade présent dans les selles | Taille | Colorants utiles | Autres localisations tissulaires |
|--|----------------------------------|---|---|---|
| <i>Cryptosporidium</i> | Oocyste sporulé | 4-6 µm | Acidorésistant ; rhodamine-auramine O | Foie et vésicule biliaire, épithélium respiratoire ; peut-être d'autres tissus |
| <i>Cyclospora cayetanensis</i> | Oocyste non sporulé | 8-10 µm | Acidorésistant | Non rapporté dans les autres tissus |
| <i>Isospora belli</i> | Oocyste non sporulé | 20-33 µm x 10-19 µm | Acidorésistant | Habituellement absent des autres tissus ; rapporté dans les poumons |
| <i>Sarcocystis hominis</i> et <i>S. suihominis</i> | Oocystes sporulés et sporocystes | Oocystes : 15-19 µm x 15-20 µm ; Sporocystes : 15-19 µm x 8-10 µm | Aucun | Absent chez l'homme ; stades kystiques tissulaires chez des animaux qui sont des hôtes intermédiaires |
| <i>Enterocytozoon bieneusi</i> | Spores de microsporidies | 1,5 µm x 1,0 µm | Trichrome modifié ou « super » trichrome ; blanc de calcofluor ; colorant de Warthin-Starry | Probablement largement disséminé dans l'organisme |
| <i>Septata intestinalis</i> | Spores de microsporidies | 2,2 µm x 1,2 µm | Trichrome modifié ou « super » trichrome ; blanc de calcofluor ; colorant de Warthin-Starry | Probablement largement disséminé dans l'organisme |
| <i>Encephalitozoon hellem</i> | Spores de microsporidies* | 2,2-2,5 µm x 1,5 µm | Colorants de Gram pour préparations tissulaires | Probablement largement disséminé dans l'organisme |

* Les spores d'*E. hellem* peuvent être trouvées dans les urines mais n'ont pas été rapportées dans les selles.



Planches pour le diagnostic des parasites intestinaux

Les planches pour le diagnostic des parasites intestinaux sont destinées à servir de guide pour les personnels de laboratoire et de terrain dans les pays d'endémie, et de matériel éducatif pour les étudiants et les stagiaires. On y trouvera des conseils sur la préparation d'étalements directs et colorés de selles pour le diagnostic des helminthes intestinaux ainsi que des formes végétatives et des kystes de protozoaires.

Des microphotographies montrent l'aspect et les caractéristiques diagnostiques des parasites dans les divers types de préparations.

Ces planches présentées sous forme plastifiée sont imperméables, solides, et d'un emploi commode au laboratoire. Leur utilisation est recommandée à tous les agents de santé travaillant dans le domaine du diagnostic de routine des parasitoses intestinales

Prix : Fr.s. 35.—

Prix dans les pays en développement : Fr.s. 24.50

ISBN 92 4 254476 0