

# Identification morphologique des parasites sanguins, tissulaires et arthropodes

Cahier de stage

par

Karine Thivierge

2014

Outre les personnes qui, de bien des façons, ont prêté leur concours à la parution de ce cahier, nous remercions celles qui nous ont fait part de leurs suggestions et commentaires constructifs.

Nous remercions, pour leur précieuse collaboration, les membres suivants du personnel du Laboratoire de santé publique du Québec :

- monsieur Dominique St-Pierre, photographe médical, pour la conception originale des dessins et des cycles vitaux;
- madame Guylaine Meloche, secrétaire, pour la préparation et la mise en page du document.

Les dessins représentant les arthropodes dans les notes ci-jointes, de même que les tableaux, la distribution géographique de la malaria et les notes techniques (Annexe 2) ont été tirés, en tout ou en partie, des références suivantes :

- Balows, A. *et al.* 1991. Manual of Clinical Microbiology, 5<sup>th</sup> ed. American Society for Microbiology. Washington, D.C.
- Comité consultatif de la médecine tropicale et de la médecine des voyages (CCMTMV). 2004.
   Recommandations canadiennes pour la prévention et le traitement du paludisme (malaria) chez les voyageurs internationaux. Rel. Mal. Transm. Can. 30S1: 1-66.
- Comité consultatif de la médecine tropicale et de la médecine des voyages (CCMTMV). 2009. Recommandations canadiennes pour la prévention et le traitement du paludisme (malaria) chez les voyageurs internationaux. Rel. Mal. Transm. Can. 35S1: 1-82.
- Gregson, J.D. 1956. The Ixodoidea of Canada. Canada Dept. of Agriculture, B.C.
- Keirans, J.E. and T.R. Litwak. 1989. Pictorial key to the adults of hard ticks, Family Ixodidae (Ixodida: Ixodoidea), East of the Mississippi River. J. Med. Entomol. 26: 435-448.
- Kokoskin, E. 2005. Dépistage du paludisme Manuel pour le laboratoire d'aujourd'hui. Centre des maladies tropicales de l'Université McGill, Montréal.
- MMWR. 2011. Malaria Surveillance-United States, 2009. MMWR 60 (SS-3): 1-15.
- MMWR. 2012. Malaria Surveillance-United States, 2010. MMWR 61 (SS-2): 1-17.
- National Committee for Clinical Laboratory Standards. 2000. Laboratory diagnosis of blood-borne parasitic diseases; Approved Guideline. NCCLS document M15-A. Pennsylvania.
- Smith, J. W. *et al.* 1985. Atlas of Diagnostic Medical Parasitology: Blood and Tissue Parasites. American Society of Clinical Pathologists Press, Chicago.
- Strickland, G.T. 2000. Hunter's Tropical Medicine and Emerging Infectious Diseases, 8<sup>th</sup> ed. W.B. Saunders Co., Philadelphia.

| PARASITES                              | 7  |
|--|----|
| PROTOZOAIRES                           | 7  |
| SPOROZOAIRES SANGUINS                  | 8  |
| MALARIA                                | 8  |
| FLAGELLÉS SANGUINS OU INTRACELLULAIRES | 18 |
| AUTRES PROTOZOAIRES                    | 21 |
| AMIBES PATHOGÈNES LIBRES               | 22 |
| FLAGELLÉS                              | 22 |
| SPOROZOAIRES                           | 22 |
| MICROSPORIDIES                         | 23 |
| HELMINTHES                             | 24 |
| FILAIRES                               | 24 |
| AUTRES HELMINTHES                      | 26 |
| NÉMATODES                              | 26 |
| CESTODES                               | 27 |
| ARTHROPODES                            | 28 |
| ANNEXE 1 CYCLES VITAUX                 | 35 |
| ANNEXE 2 MALARIA – NOTES TECHNIQUES    | 65 |
| NOTES                                  | 77 |

#### **PARASITES**

• **PROTOZOAIRES** • unicellulaires (eucaryotes)

• formes: trophozoïte (active)

intermédiaire

kyste (oocyste) (dissémination)

spore (dissémination)

HELMINTHES
 pluricellulaires (métazoaires)

• formes : oeuf (dissémination)

larve (transmission) ver adulte (active)

#### **PROTOZOAIRES**

• AMIBES • pseudopodes

• FLAGELLÉS • flagelles

• cils

• **SPOROZOAIRES** • immobiles (intracellulaires)

• **MICROSPORIDIES** • immobiles (intracellulaires)

#### SPOROZOAIRES SANGUINS

- PLASMODIUM SP. (MADO)
- BABESIA SP. (MADO)

#### PLASMODIUM SP.

BABESIA SP.

Sporozoaire sanguin intracellulaire Sporozoaire sanguin intracellulaire

Vecteur Anopheles sp. Vecteur : tique (*Ixodes scapularis*)

5 espèces : Plasmodium falciparum

> Plasmodium vivax Plasmodium malariae Plasmodium ovale Plasmodium knowlesi

Forme caractéristique : en tétrade

(peu fréquente)

Autres caractéristiques :

- pléomorphes

- souvent en forme de larmes
- parasites multiples dans un seul érythrocyte (fréquent)
- formes extracellulaires

Ne pas confondre avec Plasmodium falciparum

#### MALARIA

#### **TABLEAU CLINIQUE:**

TRANSMISSION DE LA MALARIA:

FIÈVRE (cyclique ou non) Lieu de résidence ou voyage dans une

Syndrome grippal

Frissons et transpiration

**Complications** (*P. falciparum*):

- atteinte cérébrale

- insuffisance rénale

- insuffisance respiratoire

région endémique

Autres possibilités :

- transfusion sanguine

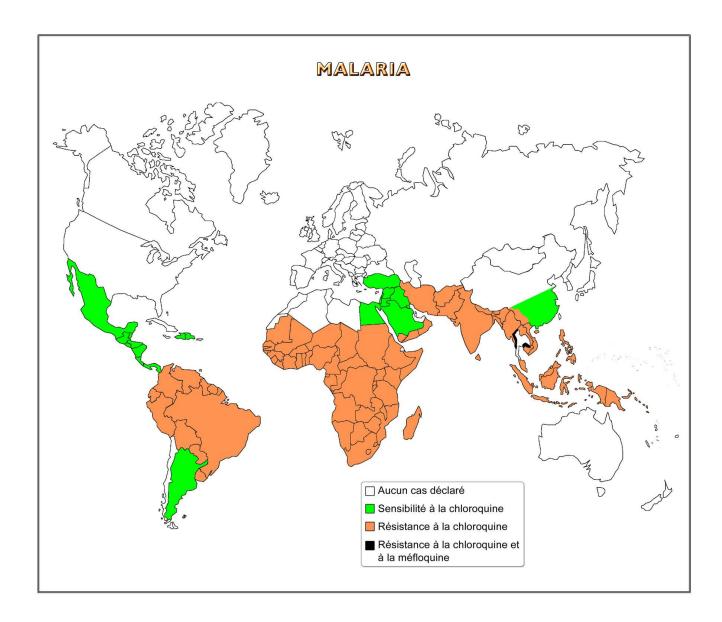
- aiguilles contaminées

(seringues hypodermiques)

- transmission congénitale

- transmission occasionnelle dans une région non endémique (ex. « malaria d'aéroport »)

#### DISTRIBUTION GÉOGRAPHIQUE:



Source : Relevé des maladies transmissibles au Canada 30S1:1-66, 2004.

Distribution géographique de P. falciparum en fonction de la résistance aux antimalariques

#### DONNÉES ÉPIDÉMIOLOGIQUES:

#### Répartition annuelle des cas de malaria selon l'espèce – États-Unis, 2009-2010

| Nombre de cas de malaria     |           |                        |            |                       |  |  |
|------------------------------|-----------|------------------------|------------|-----------------------|--|--|
| Emères de Dissus dinu        | États-Uni | is - 2010 <sup>1</sup> | États-Uni  | s – 2011 <sup>2</sup> |  |  |
| Espèces de <i>Plasmodium</i> | Nombre    | (%)                    | Nombre     | (%)                   |  |  |
| P. falciparum                | 982       | (58,1)                 | 948        | (49,3)                |  |  |
| P. vivax                     | 325       | (19,2)                 | 420        | (21,8)                |  |  |
| P. malariae                  | 35        | (2,1)                  | 50         | (2,6)                 |  |  |
| P. ovale                     | 33        | (1,9)                  | 51         | (2,6)                 |  |  |
| P. knowlesi                  | 0         | (0)                    | 0          | (0)                   |  |  |
| Mixte                        | 13        | (0,8)                  | 21         | (1,1)                 |  |  |
| Indéterminé                  | 303       | (17,9)                 | 435 (22,6) |                       |  |  |
| TOTAL                        | 1691      | (100,0)                | 1925       | (100,0)               |  |  |

<sup>&</sup>lt;sup>1</sup> Source : MMWR <u>61</u> (SS-2) : 1-17, 2012. <sup>2</sup> Source : MMWR <u>62</u> (SS-5) : 1-17, 2013.

#### Répartition des espèces de *Plasmodium* selon la zone d'acquisition – États-Unis, 2011

|                               | Nombre de cas de malaria - États-Unis, 2011 <sup>1</sup> |          |                |          |                   |       |             |       |
|-------------------------------|--|----------|----------------|----------|-------------------|-------|-------------|-------|
|                               |  |          |                | Espèces  | de <i>Plasmod</i> | lium  |             |       |
| Zone d'acquisition            | P.<br>falciparum   | P. vivax | P.<br>malariae | P. ovale | P.<br>knowlesi    | Mixte | Indéterminé | TOTAL |
| Afrique                       | 786  | 76       | 42             | 34       | 0                 | 10    | 196         | 1 144 |
| Asie                          | 23   | 258      | 3              | 7        | 0                 | 9     | 63          | 363   |
| Amérique centrale et Caraïbes | 70   | 21       | 2              | 0        | 0                 | 0     | 12          | 105   |
| Amérique du Sud               | 10   | 22       | 1              | 0        | 0                 | 0     | 3           | 35    |
| Océanie                       | 2  | 3        | 0              | 1        | 0                 | 0     | 1           | 7     |
| Moyen Orient                  | 0  | 0        | 0              | 0        | 0                 | 0     | 1           | 1     |
| Inconnu                       | 54   | 39       | 2              | 9        | 0                 | 2     | 159         | 265   |
| TOTAL                         | 945  | 419      | 49             | 51       | 0                 | 21    | 435         | 1920  |

<sup>&</sup>lt;sup>1</sup> Source: MMWR <u>62</u> (SS-5): 1-17, 2013.

#### **PRÉVENTION**

# 1) Protection individuelle contre les piqûres de moustiques

- Utiliser un insectifuge (ex. : DEET)
- Porter des vêtements qui limitent la surface de la peau exposée
- Demeurer dans des locaux climatisés ou protégés par des grillages sinon, dormir sous une moustiquaire, de préférence imprégnée de perméthrine

#### 2) Chimioprophylaxie appropriée

- Région visitée
- Risque d'exposition
- Facteurs liés à la santé personnelle

#### Schémas chimioprophylactiques de la malaria pour les personnes à risque selon les régions

| Région   | Médicament(s) de choix                               | Médicament(s) de remplacement                     |  |  |
|--|--|---|--|--|
| Sensibilité à la chloroquine                   | Chloroquine<br>Hydroxychloroquine                    | Atovaquone-proguanil<br>Doxycycline<br>Méfloquine |  |  |
| Résistance à la chloroquine                    | Atovaquone-proguanil<br>Doxycycline ou<br>Méfloquine | Primaquine  |  |  |
| Résistance à la chloroquine et à la méfloquine | Doxycycline<br>Atovaquone-proguanil                  |   |  |  |

Source : Relevé des maladies transmissibles au Canada 35S1:1-82, 2009.

#### DIAGNOSTIC DE LABORATOIRE

#### Coloration des frottis sanguins : technique standard

#### Frottis mince

Avantages : • Détermination de l'espèce de *Plasmodium* 

• Estimation du niveau de parasitémie

• Conservation de frottis permanents pour

dossiers, enseignement, etc.

Désavantages : • Pas aussi sensible que la goutte épaisse

pour détecter les faibles parasitémies

#### Goutte épaisse

Avantages : • Meilleure sensibilité pour détecter les faibles parasitémies

- très utile pour le dépistage des parasites

Désavantages : • Difficile de déterminer l'espèce de *Plasmodium* 

Requiert plus d'expertise pour détecter les parasites

#### > Tests rapides (détection d'antigènes) (quelques exemples) :

- OptiMAL (*P. falciparum* et non-*P. falciparum*)
- OptiMAL-IT (*P. falciparum* et non-*P. falciparum*)
- Makromed (*P. falciparum*)
- Binax NOW® Malaria (*P. falciparum* et non-*P. falciparum*) (seul test approuvé par la FDA)

#### > PCR

#### Caractères distinctifs des parasites humains de la malaria sur frottis sanguins minces colorés

| CARACTÈRES   | P. falciparum | P. malariae | P. vivax | P. ovale |
|--|---------------|-------------|----------|----------|
| Erythrocyte infecté agrandi                              | -             | -           | +        | ±        |
| Erythrocyte infecté avec granulations de<br>Schüffner    | -             | -           | +        | +        |
| Erythrocyte infecté effiloché et/ou ovale *              | rare          | rare        | rare     | fréquent |
| Parasite, trophozoïtes plus amiboïdes                    | -             | -           | +        | -        |
| Parasite, toutes formes présentes dans sang périphérique | -             | +           | +        | +        |
| Parasite, anneaux larges                                 | - (+)         | +           | +        | +        |
| Parasites multiples dans un seul érythrocyte *           | +             | rare        | rare     | rare     |
| Parasite, double chromatine *                            | +             | rare        | rare     | rare     |
| Erythrocyte infecté avec taches de Maurer                | +             | -           | -        | -        |
| Parasite, formes accolées *                              | +             | -           | rare     | -        |
| Parasite, gamétocytes en forme de saucisses              | +             | -           | -        | -        |
| Parasite, formes en bande *                              | rare          | +           | rare     | rare     |
| Nombre de mérozoïtes dans un schizonte érythrocytaire    | 8-24          | 6-12        | 12-24    | 8-12     |

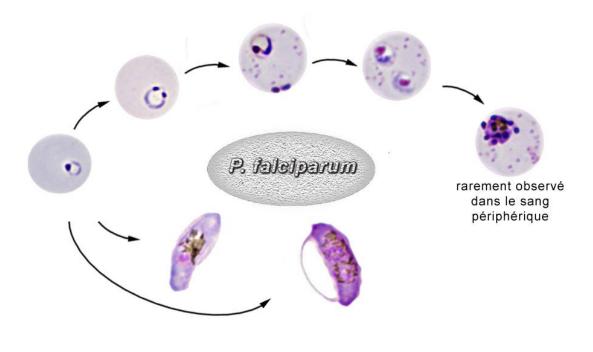
<sup>\*</sup> Non spécifique mais suggestif si observé

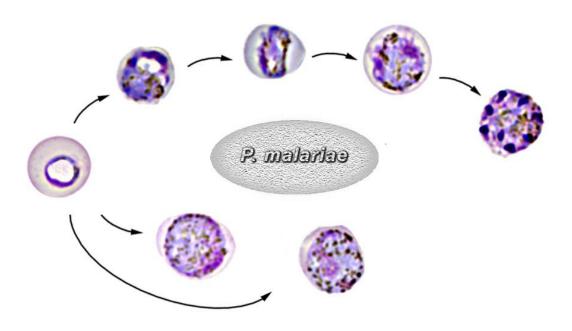
Tiré et adapté de : Strickland, G.T. 2000. Hunter's Tropical Medicine and Emerging Infectious Diseases, 8th ed. W.B. Saunders Co., Philadelphia.

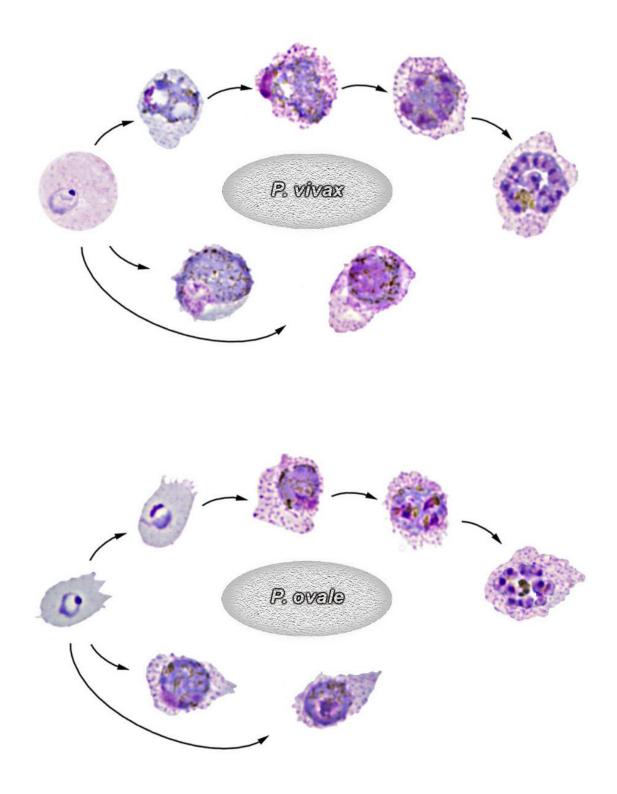
|                              | P. falciparum  | P. malariae   | P. vivax  | P. ovale  |
|------------------------------|--|---|---|---|
| CELLULE HÔTE                 |  | _   | _   | <u> </u>  |
| TAILLE                       | Normale  | Normale   | Agrandie  | • Agrandie, mais pas autant que <i>P. vivax</i> .   |
| FORME                        | Ronde, parfois<br>crénelée.  | • Ronde   | Ronde, ovoïde, parfois<br>déformée par le<br>parasite.  | Ronde, ovale.     Extrémités souvent effilochées (20-30% des cellules infectées).   |
| COULEUR                      | Normale ou plus<br>foncée.   | Normale   | Normale ou plus pâle.   | Normale   |
| GRANULATIONS                 | <ul> <li>Taches de Maurer<br/>(grains violacés)<br/>habituellement peu<br/>nombreuses. Pas aussi<br/>nombreuses que les<br/>grains de Schüffner.</li> <li>S'observent plus<br/>facilement dans les<br/>frottis bien colorés.</li> </ul>                        | <ul> <li>Grains de Ziemann<br/>(rares et délicats lorsque<br/>présents).</li> <li>Le frottis doit être trop<br/>coloré (inhabituel).</li> </ul>   | Grains de Schüffner (pH important). Petits grains rouges dont le nombre augmente au fur et à mesure du développement du parasite. Nombreux.   | Grains de Schüffner (pH important).     Petits grains rouges dont le nombre augmente au fur et à mesure du développement du parasite.   |
| % CELLULES<br>INFECTÉES      | Toutes les cellules<br>peuvent être infectées.   | <ul> <li>Cellules plus âgées<br/>infectées.</li> <li>Rarement plus de 1% de<br/>cellules infectées.</li> </ul>  | <ul> <li>Cellules jeunes<br/>infectées.</li> <li>Rarement plus de 2% de<br/>cellules infectées.</li> </ul>  | <ul> <li>Cellules jeunes<br/>infectées.</li> <li>Rarement plus de 2 % de<br/>cellules infectées.</li> </ul>   |
| PARASITE                     |  |   |   |   |
| JEUNE<br>TROPHOZOÏTE         | <ul> <li>Petits anneaux délicats.</li> <li>Petit grain de chromatine relié à la bande de cytoplasme.</li> <li>La chromatine peut être double ou triple.</li> <li>Formes accolées.</li> <li>On peut en retrouver plus d'un dans les globules rouges.</li> </ul> | <ul> <li>Petits anneaux compacts présentant ou non une petite vacuole.</li> <li>Chromatine plus grosse.</li> <li>Formes en bande occasionnelles.</li> </ul>   | <ul> <li>Petits anneaux avec une vacuole claire et 1 ou 2 grains de chromatine.</li> <li>Ont tendance à présenter une forme amiboïde.</li> <li>Peuvent contenir de faibles granulations.</li> </ul> | <ul> <li>Petits anneaux réguliers avec une vacuole claire.</li> <li>Ressemblent à P. malariae.</li> </ul>   |
| TROPHOZOÏTE<br>EN CROISSANCE | <ul> <li>Anneaux semblables<br/>aux jeunes trophozoïtes<br/>mais plus gros.</li> <li>Le cytoplasme forme un<br/>anneau complet et la<br/>chromatine se retrouve<br/>souvent dans la<br/>vacuole.</li> </ul>  | <ul> <li>Forme régulière sauf pour les formes en bande.</li> <li>Vacuoles présentes ou absentes.</li> <li>Le pigment peut être retrouvé dans le cytoplasme.</li> </ul>  | <ul> <li>Nombreuses formes<br/>amiboïdes avec une<br/>grosse vacuole.</li> <li>Cellules infectées<br/>agrandies et de forme<br/>bizarre</li> <li>Granulations<br/>abondantes.</li> </ul>            | Forme régulière.     Cellules infectées sensiblement agrandies.     Granulations abondantes.  |
| TROPHOZOÏTE<br>ÂGÉ           | <ul> <li>Occupent souvent les 2/3 de la cellule.</li> <li>Pigment noir évident.</li> <li>Vacuole petite ou absente.</li> </ul>   | <ul> <li>Taille moyenne et de forme régulière.</li> <li>Occupent toute ou presque toute la cellule.</li> <li>Petite vacuole présente ou absente.</li> <li>Pigment noir évident.</li> <li>Granulations rarement visibles.</li> </ul> | <ul> <li>Occupent presque toute<br/>la cellule.</li> <li>Vacuole importante ou<br/>presque absente.</li> <li>Granulations et pigment<br/>noir évidents.</li> </ul>                                  | <ul> <li>Légèrement plus gros que <i>P. malariae</i> au même stade.</li> <li>Forme régulière.</li> <li>N'occupent pas plus des 2/3 de la cellule agrandie.</li> <li>Granulations et pigment noir évidents.</li> </ul> |

|   | P. falciparum  | P. malariae   | P. vivax   | P. ovale  |
|---|--|---|--|---|
| SCHIZONTES                                    | <ul> <li>Rarement observés. Leur présence indique une infection sévère.</li> <li>Lorsque présents, petits et immatures, avec 2-4 mérozoïtes et des agrégats de pigment.</li> <li>À maturité, les mérozoïtes sont disposés de façon irrégulière: 8 à 40, généralement entre 16 et 24.</li> <li>Pigment: masse noire ou brun doré unique.</li> </ul> | Occupent souvent toute la cellule hôte.     Présence de 8 à 12 mérozoïtes, généralement 8 ou 10.     Formes en rosette fréquentes.                                    | <ul> <li>Occupent généralement toute la cellule agrandie; des formes plus petites peuvent être observées.</li> <li>Les formes à maturité ont 12 à 24 mérozoïtes, généralement 14 ou 20.</li> <li>Pigment brun doré présent en amas.</li> </ul> | <ul> <li>Plus gros que <i>P. malariae</i>.</li> <li>N'occupent pas plus des 2/3 de la cellule agrandie.</li> <li>Pigment brun doré présent généralement en amas.</li> <li>Mérozoïtes disposés de façon irrégulière: 6 à 12, généralement 10.</li> <li>Granulations abondantes.</li> </ul> |
| GAMÉTOCYTES<br>IMMATURES                      | Rarement observés dans<br>la circulation<br>périphérique, seulement<br>rencontrés dans les<br>infections sévères.  | Ne peuvent se<br>distinguer des<br>trophozoïtes âgés.   | Semblables aux<br>trophozoïtes âgés, mais<br>absence de vacuole et<br>chromatine plus grosse.  | Semblables aux<br>trophozoïtes âgés.  |
| GAMÉTOCYTES<br>FEMELLES (macro)               | <ul> <li>Formes en croissant ou en saucisse.</li> <li>Coloration plus foncée ou plus bleue, noyau central plus compact, entouré de pigments.</li> <li>Cellule hôte étirée en forme de croissant.</li> </ul>  | <ul> <li>Difficiles à distinguer des trophozoïtes âgés.</li> <li>Occupent toute la cellule.</li> <li>Noyau en périphérie.</li> <li>Coloration plus foncée.</li> </ul> | <ul> <li>Gros, occupent toute ou presque toute la cellule.</li> <li>Coloration plus foncée que pour le mâle, noyau compact en périphérie.</li> </ul>   | <ul> <li>Parasites plus petits,<br/>n'occupent pas toute<br/>la cellule agrandie.</li> <li>Souvent difficiles à<br/>distinguer de <i>P. vivax</i>.</li> </ul>   |
| GAMÉTOCYTES<br>MÂLES (micro)                  | <ul> <li>Formes similaires mais croissant moins accentué que pour la femelle.</li> <li>Chromatine diffuse dans le cytoplasme.</li> <li>Plus rouge que la femelle, bleu en périphérie.</li> <li>Pigment plus diffus.</li> </ul>   | Chromatine diffuse retrouvée au centre.     Couleur rouge brique au centre.   | <ul> <li>Semblables aux gamétocytes femelles mais chromatine diffuse, plus centrale.</li> <li>Rouge au centre, bleu en périphérie.</li> </ul>  | <ul> <li>Chromatine diffuse retrouvée au centre.</li> <li>Semblables à <i>P. vivax</i>.</li> </ul>  |
| APPARITION DES<br>GAMÉTOCYTES<br>DANS LE SANG | 7-12 jours   | 7-14 jours  | 3-5 jours  | 12-24 jours   |

Source : Kokoskin, E. 2005. Dépistage du paludisme – Manuel pour le laboratoire d'aujourd'hui. Centre des maladies tropicales de l'Université McGill, Montréal.







#### FLAGELLÉS SANGUINS OU INTRACELLULAIRES

- LEISHMANIA SP.
- TRYPANOSOMA SP.

protozoaire flagellé intracellulaire *LEISHMANIA* SP. ▶

vecteur : mouche des sables

: amastigote forme réservoir animal possible

#### LEISHMANIOSE CUTANÉE

LEISHMANIOSE VISCÉRALE

« OLD WORLD »

(AFRIQUE, ASIE, EUROPE)

LEISHMANIA TROPICA ("sèche" ou urbaine) LEISHMANIA MAJOR ("humide" ou rurale)

LEISHMANIA AETHIOPICA (LEISHMANIA INFANTUM)

LEISHMANIA DONOVANI (Afrique, Inde, Asie) LEISHMANIA INFANTUM (littoral méditerranéen, Moyen-Orient, Asie)

(LEISHMANIA TROPICA)

Amériques (A. LATINE ET SUD DES É.U.)

COMPLEXE LEISHMANIA MEXICANA COMPLEXE LEISHMANIA BRAZILIENSIS (muco-cutanée)

 ${\tt COMPLEXE} \ \textit{\textbf{LEISHMANIA GUYANENSIS}}$ 

LEISHMANIA CHAGASI (Amérique latine)

TRYPANOSOMA SP. protozoaires flagellés sanguins ou intracellulaires

> vecteurs mouche tsé-tsé (*T. b. gambiense*, *T. b. rhodesiense*)

> > réduves (*T. cruzi*)

formes amastigote ou trypomastigote

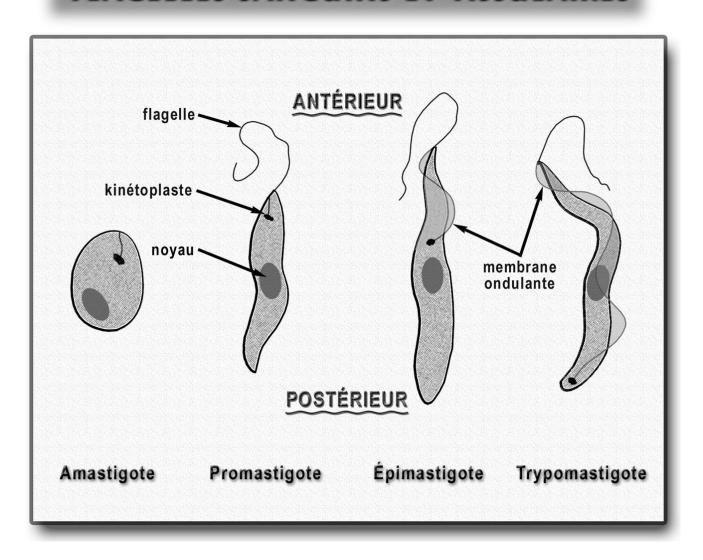
3 espèces : Trypanosoma brucei gambiense (Afrique)

*Trypanosoma brucei rhodesiense* (Afrique)

Trypanosoma cruzi (Amérique latine/sud des É.U.)

réservoir animal possible

## FLAGELLÉS SANGUINS ET TISSULAIRES



#### LEISHMANIA SP. ET TRYPANOSOMA SP.

| E. S.                            | Stades de développement  |  |  |  |   |   |
|----------------------------------|--|--|--|--|---|---|
| Espèce                           | Amastigote   | Promastigote   | Epimastigote                                 | Trypomastigote   | Transmission  | Vecteurs  |
| L. donovani                      | Intracellulaire<br>dans le système<br>réticulo-<br>endothélial, les<br>ganglions<br>lymphatiques, le<br>foie, la rate, la<br>moëlle osseuse,<br>etc.<br>Culture. | Tube digestif et<br>pharynx du<br>vecteur.<br>Culture. |  |  | Piqûre  | Mouches des<br>sables<br>(Phlebotomus,<br>Lutzomyia)  |
| L. tropica et<br>L. braziliensis | Intra- et<br>extracellulaire<br>dans la peau et<br>les muqueuses<br>chez l'homme.  | Tube digestif et<br>pharynx du<br>vecteur.<br>Culture. |  |  | Piqûre  | Mouches des<br>sables<br>(Phlebotomus,<br>Lutzomyia). |
| T. gambiense<br>T. rhodesiense   |  |  | Glandes salivaires<br>du vecteur.<br>Culture | Sang, ganglions<br>lymphatiques,<br>liquide céphalo-<br>rachidien de<br>l'hôte définitif.<br>Intestin et<br>glandes<br>salivaires du<br>vecteur. | Piqûre  | Mouche tsé-tsé (Glossina).                            |
| T. cruzi (MADO)                  | Intracellulaire<br>dans les viscères,<br>le myocarde, le<br>cerveau chez<br>l'homme. Culture<br>de tissus.   | Intracellulaire<br>chez l'homme,<br>mais transitoire.  | Tube digestif du vecteur. Culture.           |  | Fèces du vecteur<br>dans la plaie faite<br>par la piqûre. | Réduves<br>(Triatominae)                              |

Source: Smith, J. W. *et al.* 1985. Atlas of Diagnostic Medical Parasitology: Blood and Tissue Parasites. American Society of Clinical Pathologists Press, Chicago.

#### **AUTRES PROTOZOAIRES**

• AMIBES Naegleria fowleri

Acanthamoeba sp.

Balamuthia mandrillaris

Sappinia pedata (antér. faussement identifié S. diploidea)

• FLAGELLÉS 

Trichomonas vaginalis

• SPOROZOAIRES 

Toxoplasma gondii

• MICROSPORIDIES 

Encephalitozoon hellem

Encephalitozoon (Septata) intestinalis

Encephalitozoon cuniculi

Enterocytozoon bieneusi

Nosema ocularum

Vittaforma corneae

Trachipleistophora hominis

Trachipleistophora anthropopthera

Pleistophora ronneafiei

Anncaliia (Brachiola) sp.

Microsporidium (Nosema) sp.

Tubulinosema sp.

#### AMIBES PATHOGÈNES LIBRES

• *NAEGLERIA FOWLERI* (méningoencéphalite amibienne primaire)

• ACANTHAMOEBA SP. (encéphalite amibienne granulomateuse chronique

infections oculaires, kératite surtout)

• BALAMUTHIA MANDRILLARIS (encéphalite amibienne granulomateuse chronique)

• SAPPINIA PEDATA (encéphalite amibienne)

NAEGLERIA FOWLERI

Formes : trophozoïte

kyste (pas dans les tissus)

Infection: voies nasales surtout

**BALAMUTHIA MANDRILLARIS** 

Formes : trophozoïte

kyste

Infection: voies nasales

lésion cutanée

FLAGELLÉS

TRICHOMONAS VAGINALIS

Protozoaire flagellé

Forme: trophozoïte

Infection: organes uro-génitaux

ACANTHAMOEBA SP.

Formes : trophozoïte

kyste

Infection: voies nasales

lésion cutanée ou oculaire

SAPPINIA PEDATA

Formes : trophozoïte (binucléé)

kyste (binucléé) (pas dans

les tissus)

Infection: voies nasales possible

SPOROZOAIRES

TOXOPLASMA GONDII

Sporozoaire intracellulaire

Formes : trophozoïte, kyste

Infection: ingestion d'oocystes mûrs

(selles de chats)

ingestion de kystes dans la

viande crue

#### **MICROSPORIDIES**

#### ENCEPHALITOZOON HELLEM

Infection disséminée Sites d'infection : yeux

tractus respiratoire tractus urinaire

#### ENCEPHALITOZOON (SEPTATA) INTESTINALIS

Infection intestinale surtout

Dissémination possible: voies biliaires,

reins

tractus respiratoire

peau, yeux

#### ENCEPHALITOZOON CUNICULI

Infection disséminée

Sites d'infection: foie

péritoine tractus urinaire tractus respiratoire

yeux

cerveau et autres organes

#### ENTEROCYTOZOON BIENEUSI

Infection intestinale surtout

Dissémination possible: voies biliaires

tractus respiratoire

#### NOSEMA OCULARUM

Infection oculaire (kératite)

#### VITTAFORMA CORNEAE

Sites d'infection : yeux (cornée)

tractus urinaire

#### TRACHIPLEISTOPHORA HOMINIS

Sites d'infection: muscles squelettiques,

myocarde

yeux, sinus, reins

#### TRACHIPLEISTOPHORA ANTHROPOPTHERA

Infection disséminée Infection oculaire

#### PLEISTOPHORA RONNEAFIEI

Myosite (muscles squelettiques)

#### ANNCALIIA (BRACHIOLA) SP.

Infection disséminée

Myosite (muscles squelettiques)

Yeux, reins, foie, poumons et cerveau

#### MICROSPORIDIUM (NOSEMA) AFRICANUM

Infection oculaire (kératite)

#### TUBULINOSEMA SP.

Infection disséminée

Peau, foie, péritoine, poumons (yeux)

#### MICROSPORIDIUM (NOSEMA) CEYLONENSIS

Infection oculaire (kératite)

#### **HELMINTHES**

• NÉMATODES • vers ronds (mâles et femelles)

• **CESTODES** • vers plats segmentés (hermaphrodites)

• TRÉMATODES • vers plats non segmentés (hermaphrodites ou non)

#### **FILAIRES**

• NÉMATODES TISSULAIRES ► vecteurs : insectes piqueurs

(mouches, moustiques, moucherons)

présence de gaine (microfilaires)

Wuchereria bancrofti Brugia malayi Loa loa

absence de gaine (microfilaires)

Onchocerca volvulus Mansonella perstans Mansonella streptocerca Mansonella ozzardi

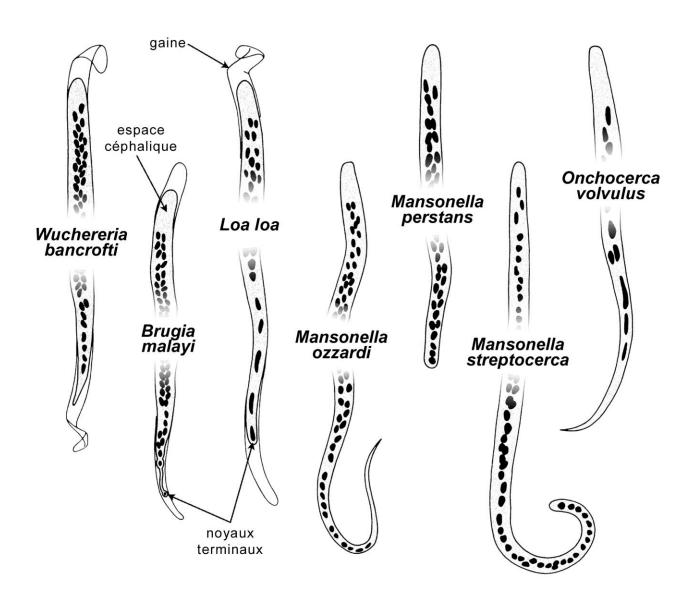
| FILAIRES                                     |  |   |  |  |  |   |  |  |  |
|--|--|---|--|--|--|---|--|--|--|
|  | Wb   | Bm  | Ll   | Mo   | Mp   | Ms  | Ov   |  |  |
| Distribution<br>géographique                 | Cosmopolite,<br>zones tropicales et<br>subtropicales | Asie  | Afrique centrale et de l'Ouest                                       | Amérique centrale<br>et du Sud   | Afrique, Amérique centrale et du Sud                             | Afrique de l'Ouest  | Afrique, Amérique centrale et du Sud           |  |  |
| Ver adulte (lieu)                            | Système<br>lymphatique                               | Système<br>lymphatique                        | Tissus sous-<br>cutanés  | Tissus sous-<br>cutanés et/ou<br>cavités pleurales/<br>péritonéales<br>possibles | Mésentères, tissus<br>péritonéaux et<br>rétropéritonéaux         | Tissus sous-<br>cutanés   | Tissus sous-<br>cutanés                        |  |  |
| Vecteur                                      | Moustiques   | Moustiques                                    | Chrysops (mouche à chevreuil)  | Culicoides,<br>Simulium  | Culicoides<br>(moucheron)  | Culicoides<br>(moucheron)   | Simulium (mouche noire)                        |  |  |
| Microfilaires (lieu)                         | Sang   | Sang  | Sang   | Sang, peau   | Sang   | Peau  | Peau   |  |  |
| Périodicité                                  | Nocturne *   | Nocturne **                                   | Diurne   | Aucune   | Aucune   | Aucune  | Aucune   |  |  |
| Morphologie des<br>microfilaires             |  |   |  |  |  |   |  |  |  |
| Gaine  | Présente   | Présente                                      | Présente   | Absente  | Absente  | Absente   | Absente  |  |  |
| Longueur (µm)                                | 230-300  | 175-260                                       | 250-300  | 175-240  | 190-200  | 180-240   | 304-315  |  |  |
| Largeur (µm)                                 | 7,5-10   | 5-6   | 6-8,5  | 4-5  | 4-5  | 5-6   | 5-9  |  |  |
| Partie postérieure<br>et noyaux<br>terminaux | Effilée et pointue;<br>aucun noyau<br>terminal       | Effilée; noyaux<br>terminal et<br>subterminal | Effilée; noyaux<br>irrégulièrement<br>espacés jusqu'à<br>l'extrémité | Longue, effilée;<br>aucun noyau<br>terminal                                      | Effilée, arrondie à<br>l'extrémité; noyaux<br>terminaux présents | Effilée, arrondie à<br>l'extrémité; noyaux<br>terminaux; partie<br>postérieure<br>recourbée en<br>crochet | Effilée et pointue;<br>aucun noyau<br>terminal |  |  |

<sup>\*</sup> subpériodique dans les îles du Pacifique

Source: Smith, J. W. et al. 1985. Atlas of Diagnostic Medical Parasitology: Blood and Tissue Parasites. American Society of Clinical Pathologists Press, Chicago.

<sup>\*\*</sup> formes subpériodiques également

# MICROFILAIRES



Tiré et adapté de : Smith, J. W. et al. 1985. Atlas of Diagnostic Medical Parasitology. Blood and Tissue Parasites. American Society of Clinical Pathologists Press, Chicago.

#### **AUTRES HELMINTHES**

• NÉMATODES 

Trichinella spiralis (MADO)

Toxocara sp.

Dracunculus medinensis

Angiostrongylus cantonensis

Baylisascaris procyonis

Anisakis simplex/Pseudoterranova decipiens

Gnathostoma spinigerum

Spirometra sp./Diphyllobothrium sp. (sparganose)

**NÉMATODES** 

TRICHINELLA SPIRALIS

Nématode tissulaire

Infection: ingestion de viande de porc crue ou

mal cuite

**DRACUNCULUS MEDINENSIS** 

Nématode tissulaire (ver de Guinée)

Infection: ingestion de copépodes infectés

présents dans l'eau (Cyclops sp.)

BAYLISASCARIS PROCYONIS

Nématode tissulaire (cerveau et yeux)

Infection: ingestion d'œufs embryonnés

(selles de ratons laveurs)

TOXOCARA SP.

Nématode tissulaire chez l'homme («larva migrans»)

Infection: ingestion d'œufs embryonnés

(selles de chats ou de chiens)

ANGIOSTRONGYLUS CANTONENSIS

Nématode tissulaire (méningite à éosinophiles)

Infection: ingestion de mollusques ou

crustacés crus ou mal cuits

ingestion de légumes ou fruits mal

lavés

ANISAKIS SIMPLEX/PSEUDOTERRANOVA

**DECIPIENS** 

Nématode tissulaire (muqueuse estomac ou

intestin)

Infection: ingestion de poissons (eau salée) ou

calmars crus ou insuffisamment

cuits

GNATHOSTOMA SPINIGERUM: nématode tissulaire chez l'homme (« larva migrans »)

Infection: ingestion de poissons (eau douce), volaille, amphibiens, reptiles infectés, crus ou

insuffisamment cuits (ingestion possible de Cyclops infectés)

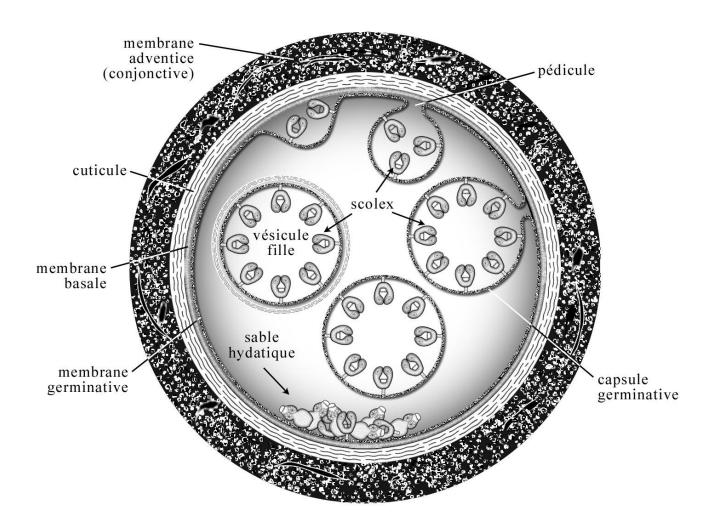
#### **CESTODES**

#### **ECHINOCOCCUS GRANULOSUS**

Cestode du chien (kyste hydatique)

Infection : ingestion d'œufs émis dans les selles de chiens

#### STRUCTURES INTERNES DU KYSTE HYDATIQUE



SPIROMETRA SP./DIPHYLLOBOTHRIUM SP. (sparganose): cestode tissulaire chez l'homme

Infection : ingestion de Cyclops infectés

ingestion de poissons (eau douce), amphibiens, reptiles infectés, crus ou

insuffisamment cuits

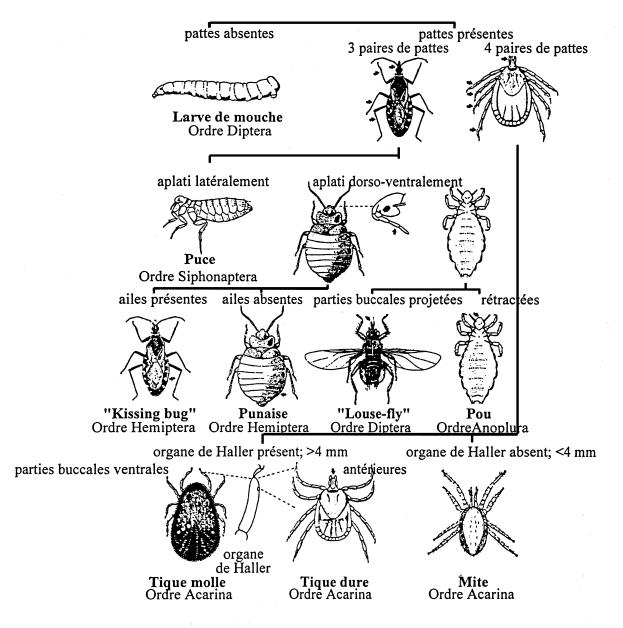
application locale de ces hôtes infectés (cataplasmes) sur la peau, la conjonctive

ou le vagin

#### **ARTHROPODES**

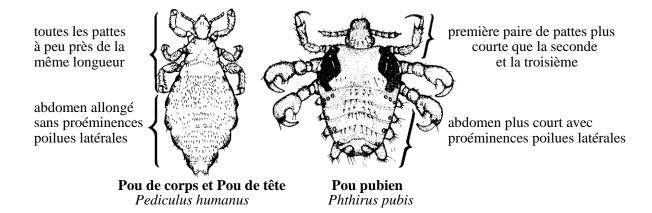
• INSECTES ▶ poux (Pediculus humanus, Phthirus pubis) puces punaises larves de mouche • ACARIENS ▶ tiques mites

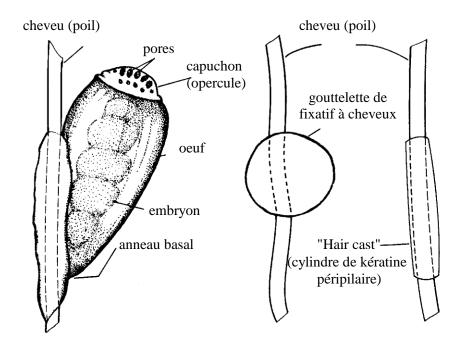
### ARTHROPODES (ectoparasites humains)



Source : Balows, A. *et al.* 1991. Manual of Clinical Microbiology, 5th ed. American Society for Microbiology. Washington, D.C.

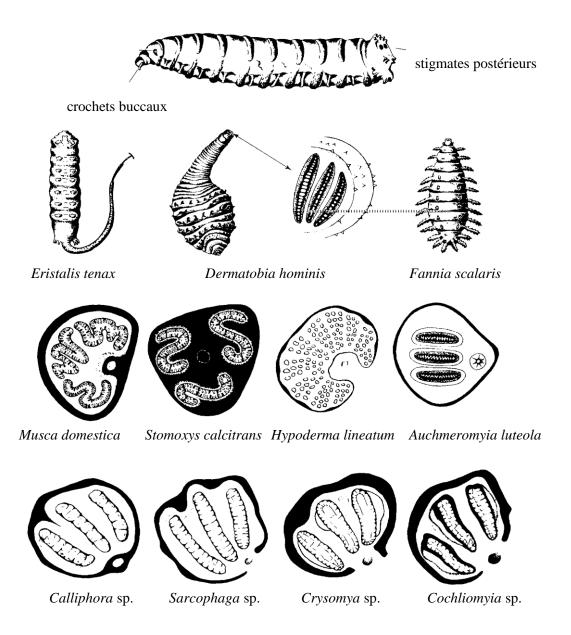
#### **POUX ET LENTES**





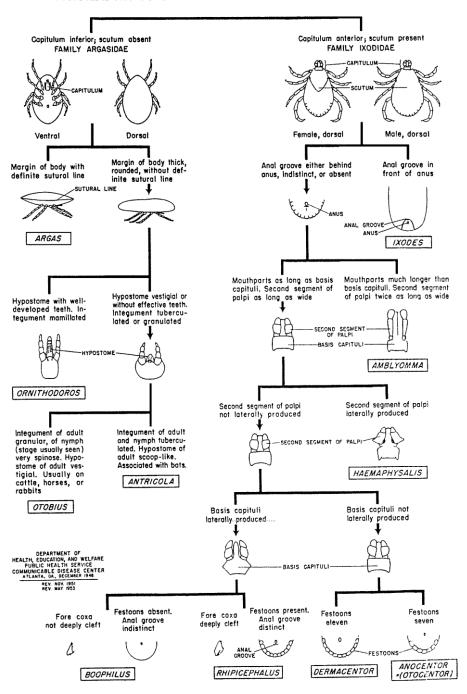
Source : Balows, A. *et al.* 1991. Manual of Clinical Microbiology, 5th ed. American Society for Microbiology. Washington, D.C.

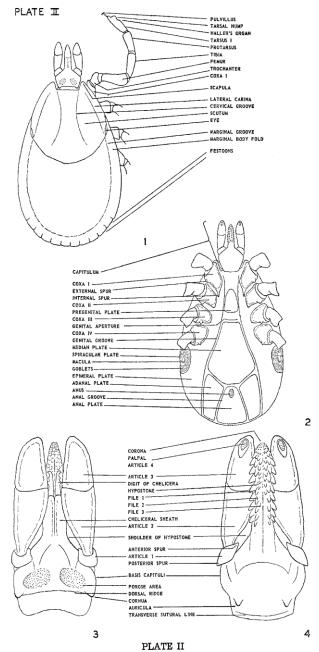
#### LARVES DE MOUCHE



Source : Balows, A. *et al.* 1991. Manual of Clinical Microbiology, 5th ed. American Society for Microbiology. Washington, D.C.

#### PICTORIAL KEY TO GENERA OF ADULT TICKS IN UNITED STATES





Diagramatic illustrations of the external anatomy of an ixodid tick.

Fig. 1. Dorsal view of female.

Fig. 2. Ventral view of male.

Fig. 3. Dorsal view of female capitulum.

Fig. 4. Ventral view of female capitulum.

Source: Gregson, J.D. 1956. The Ixodoidea of Canada. Canada Dept. of Agriculture, B.C.

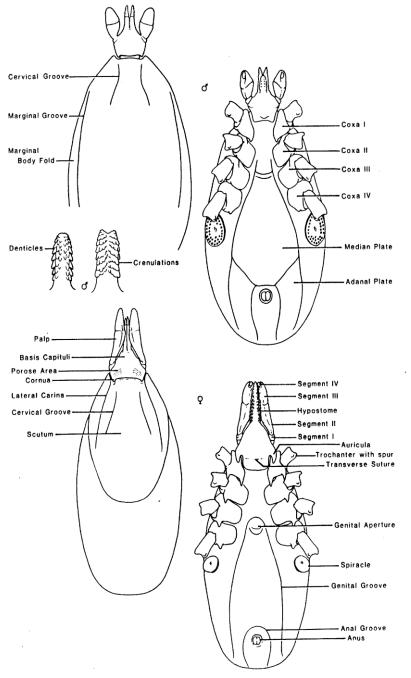
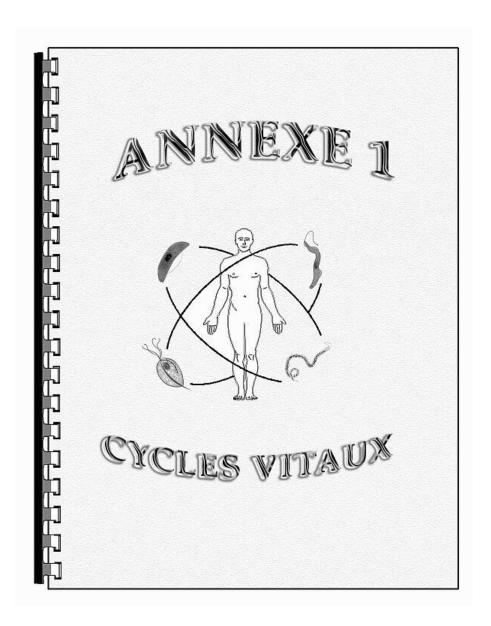
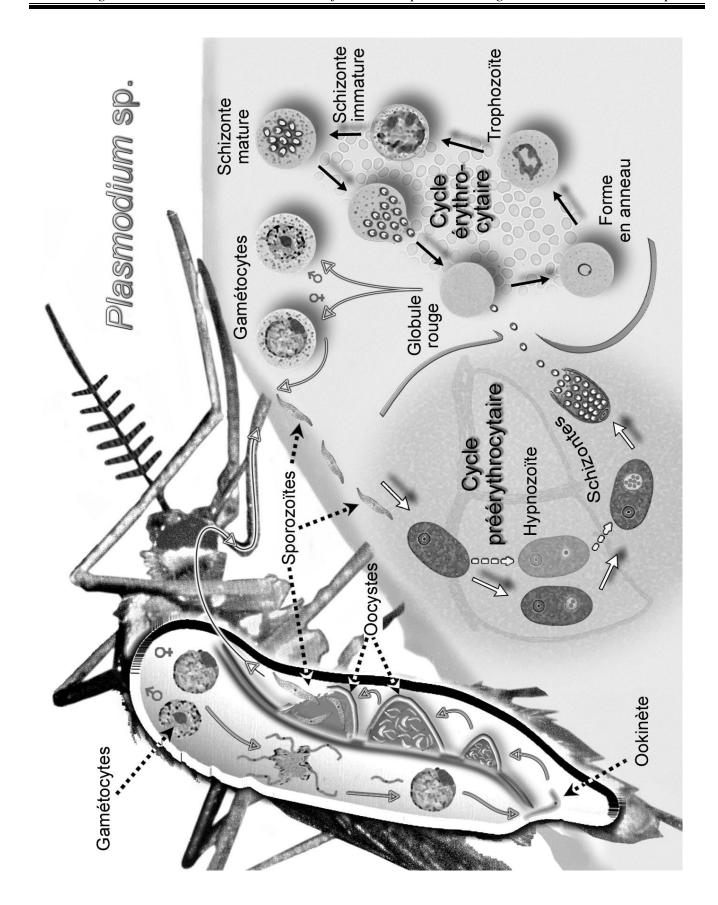
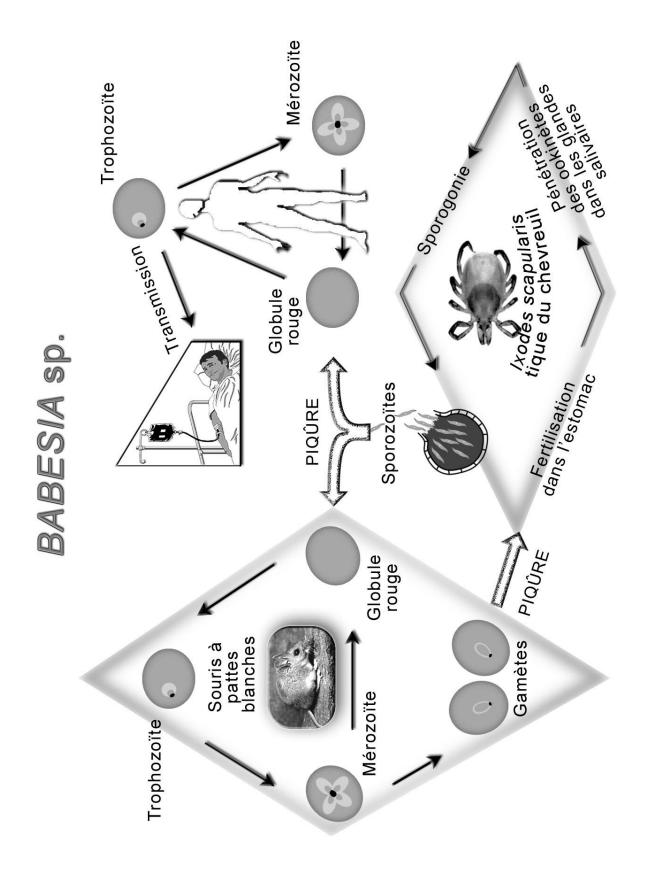


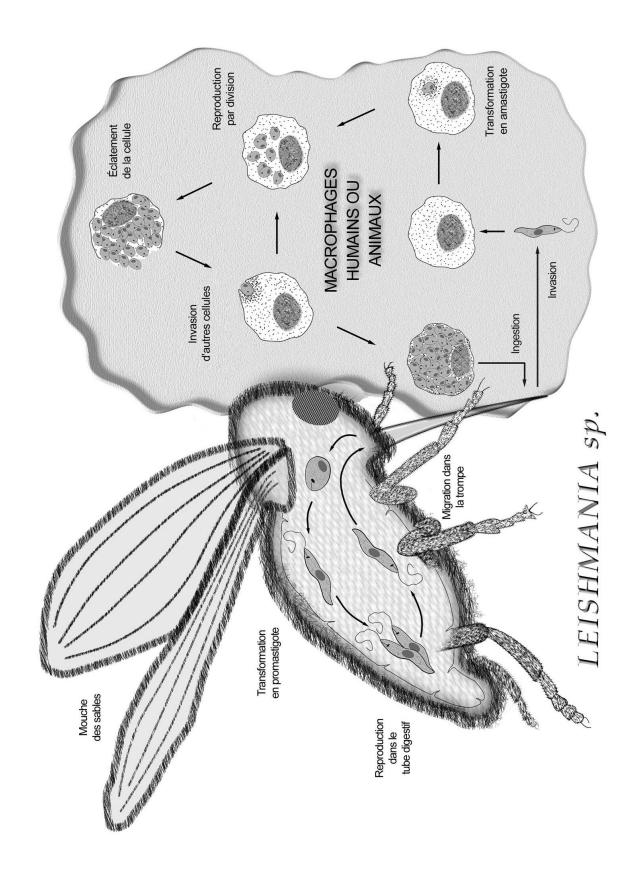
Fig. 1. Diagnostic characters of hard ticks, genus Ixodes (from Keirans & Clifford 1978).

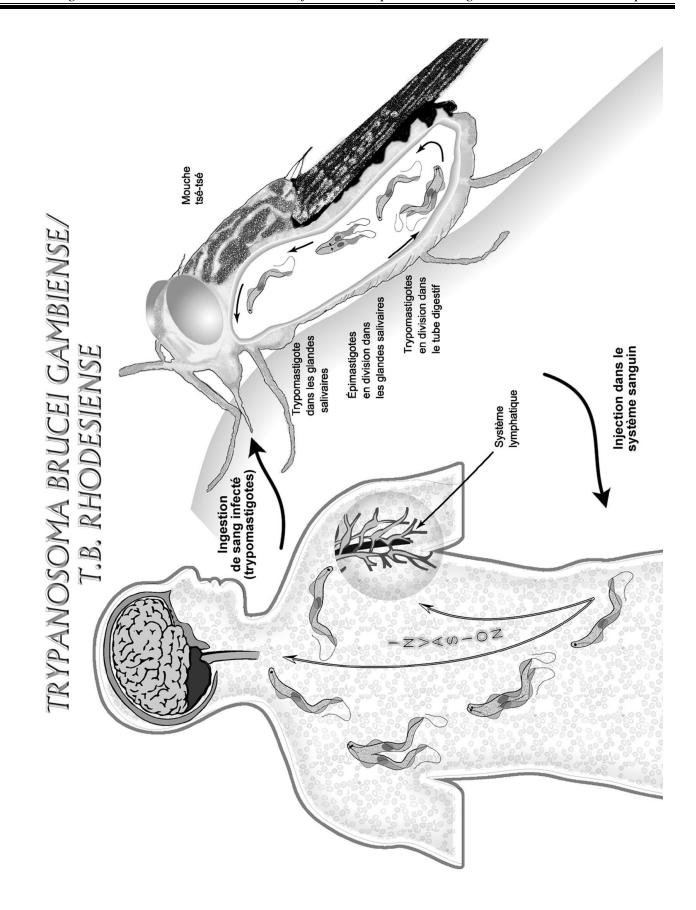
Source : Keirans, J.E. and T.R. Litwak. 1989. Pictorial key to the adults of hard ticks, Family Ixodidae (Ixodida: Ixodoidea), East of the Mississippi River. J. Med. Entomol. <u>26</u> : 435-448.



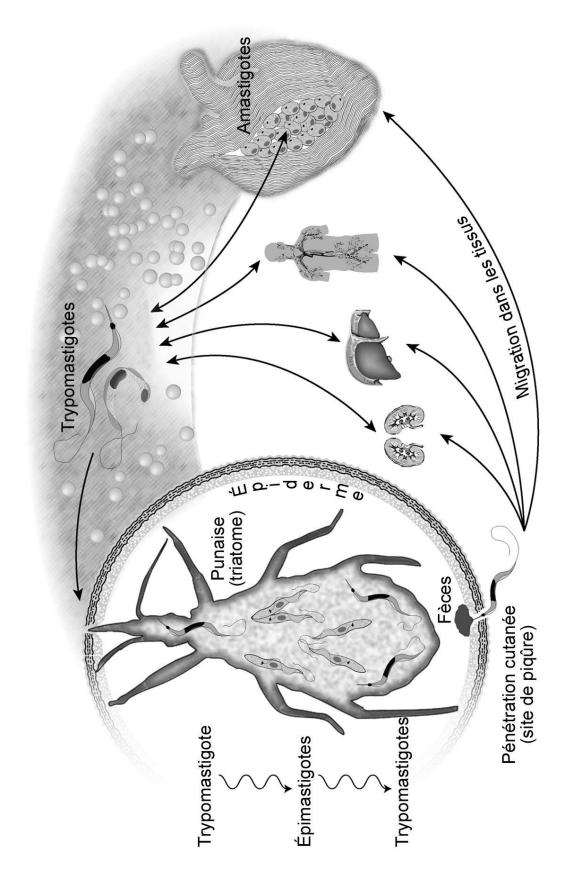


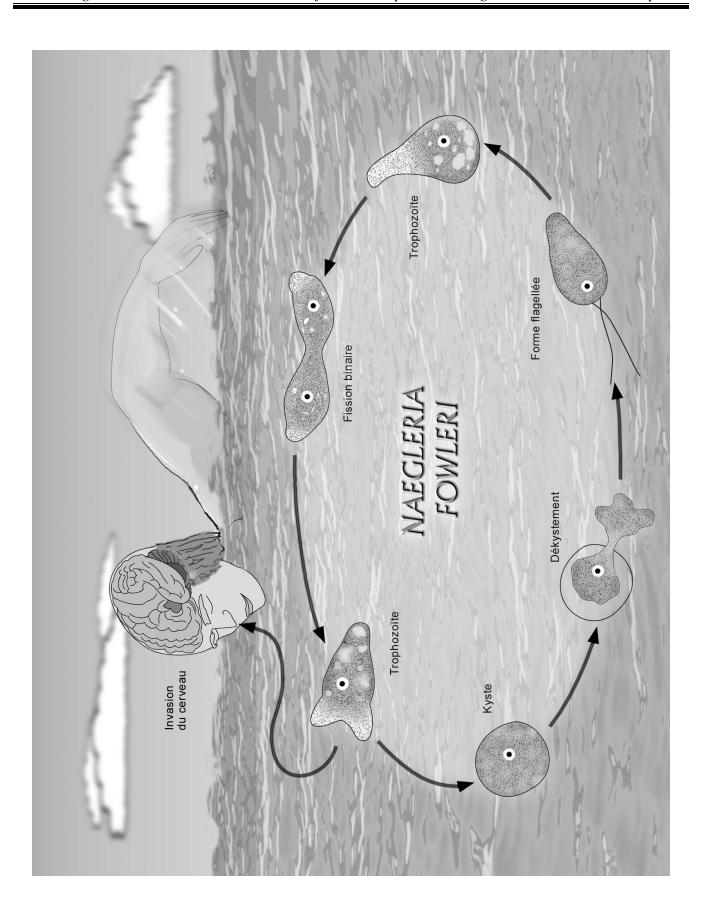


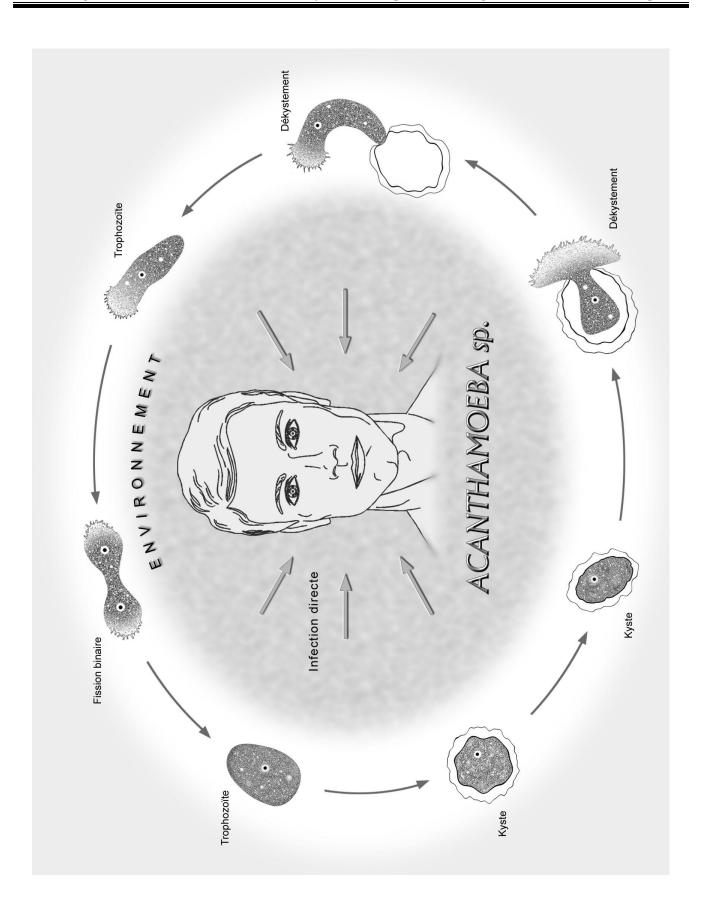


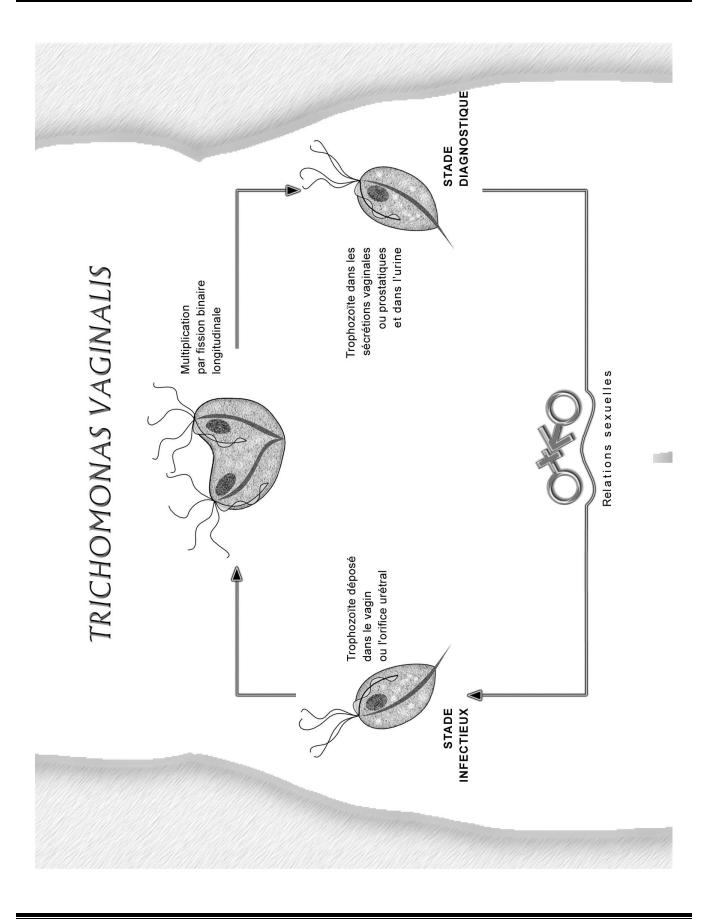


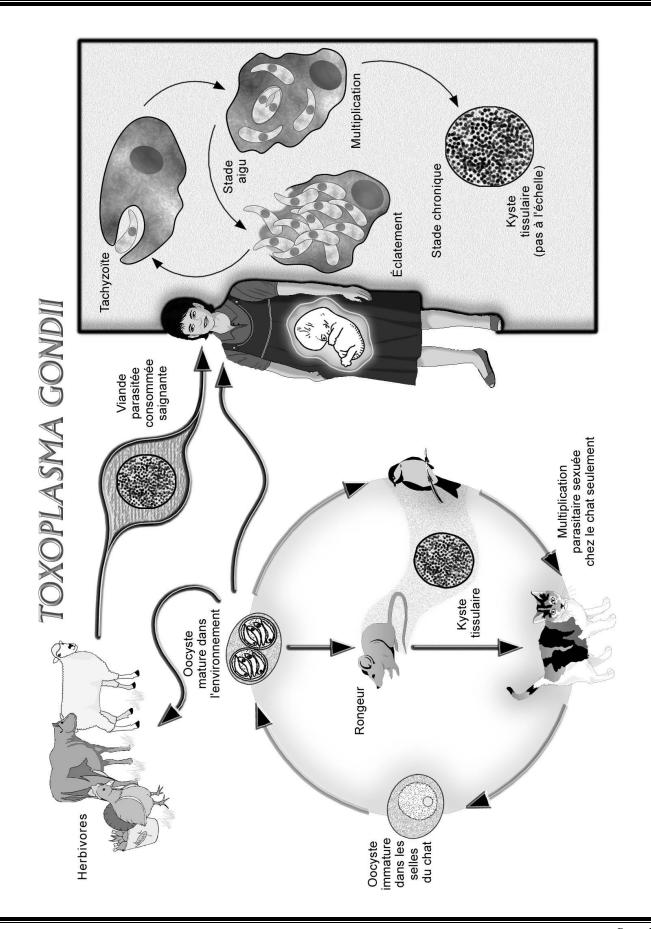
## Trypanosoma cruzi

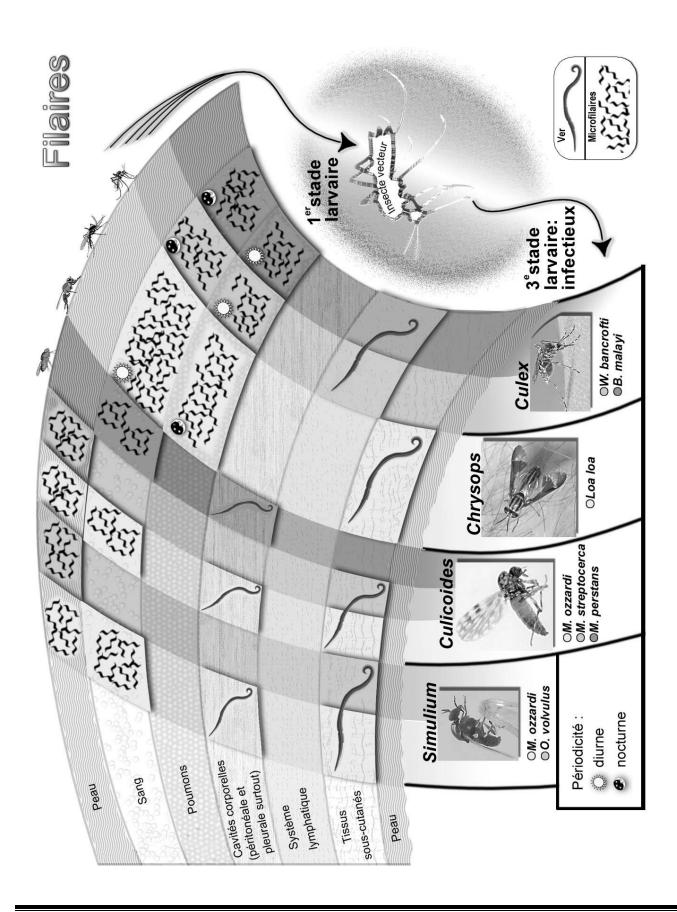


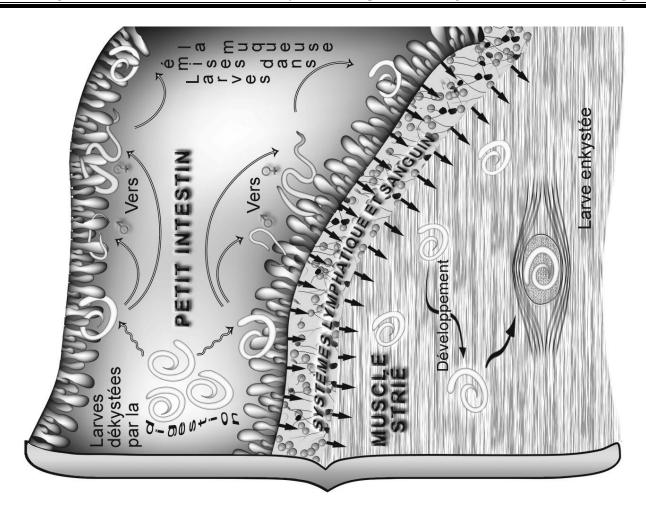




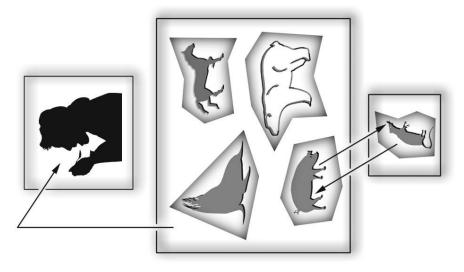


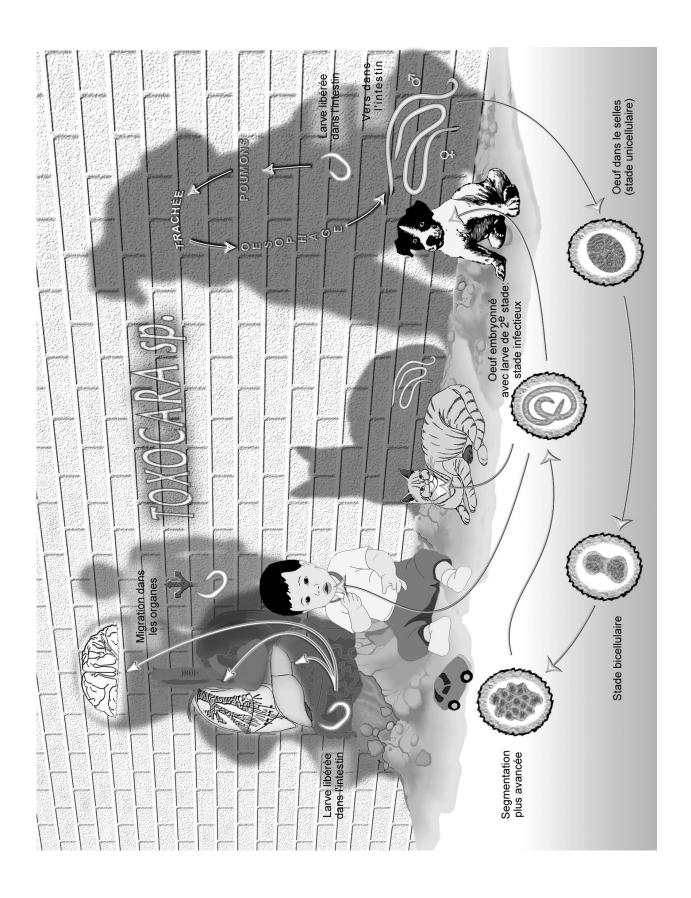


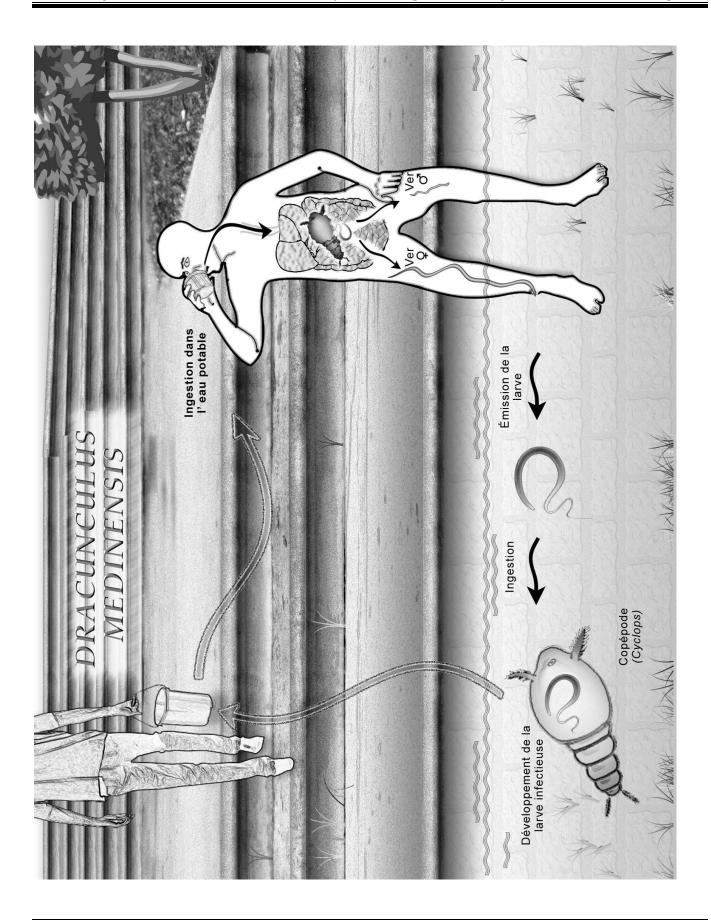


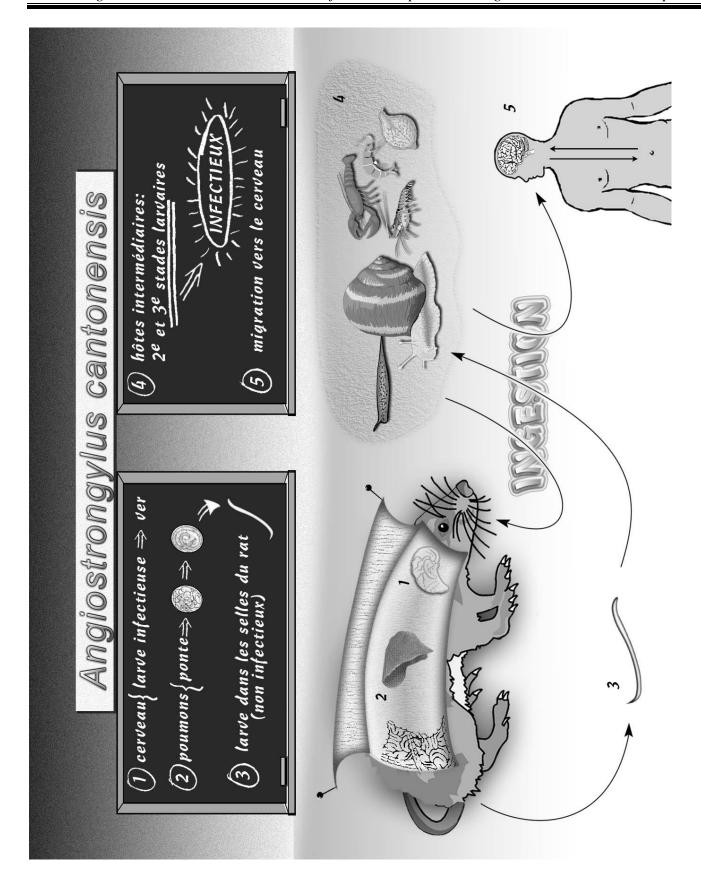


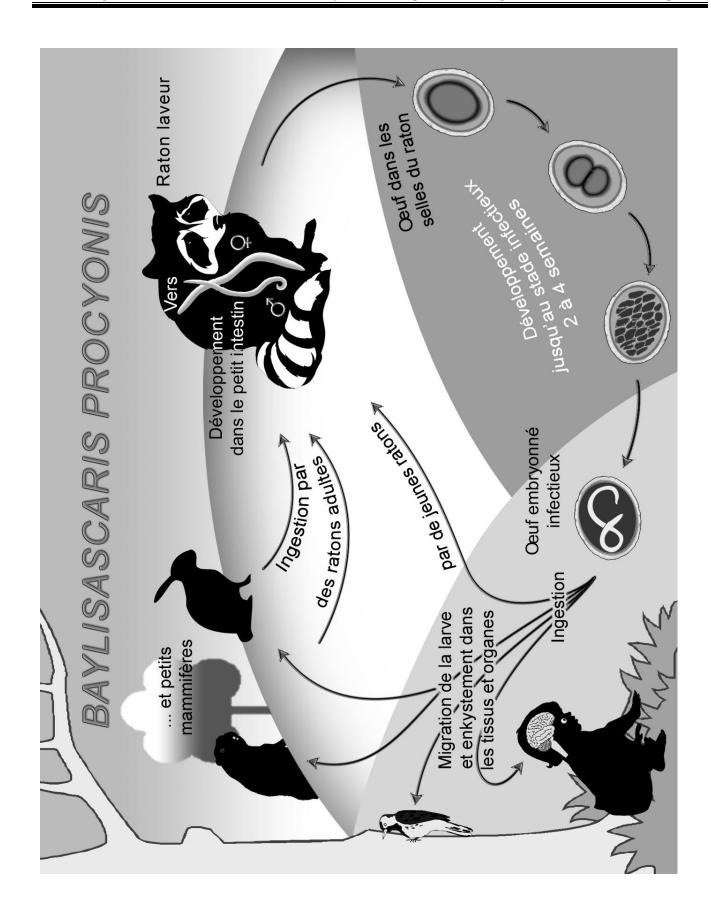


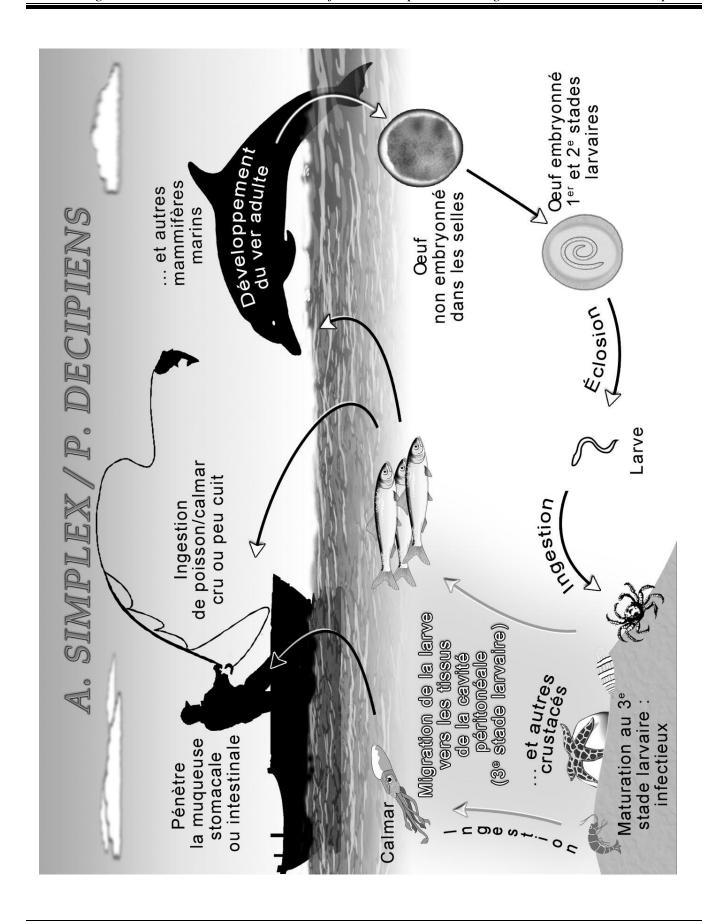


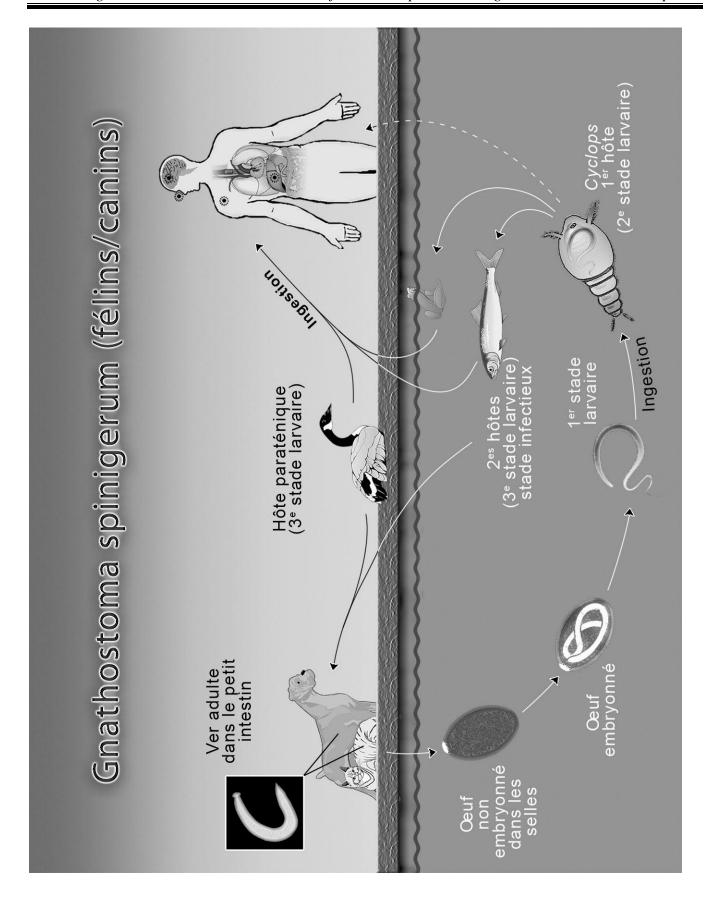


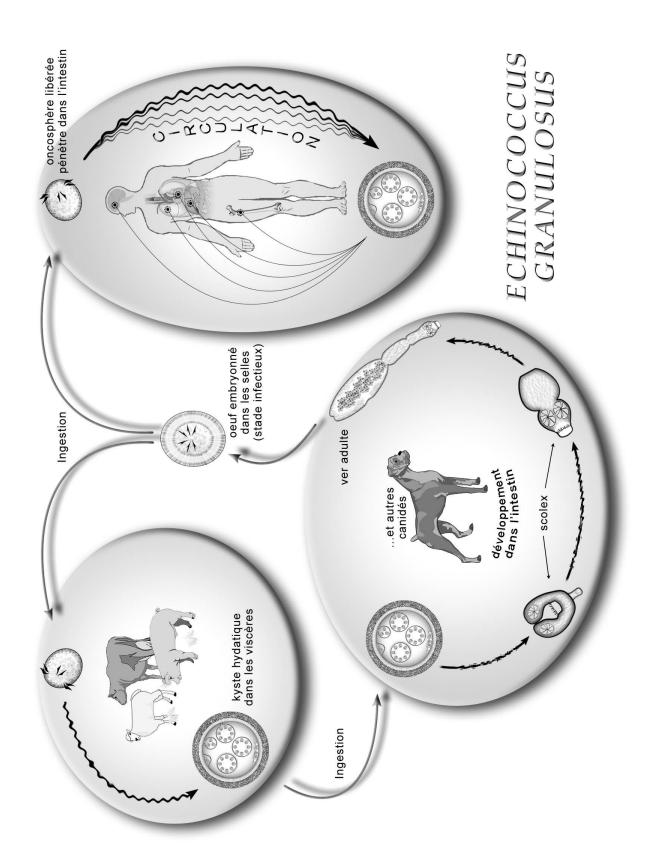


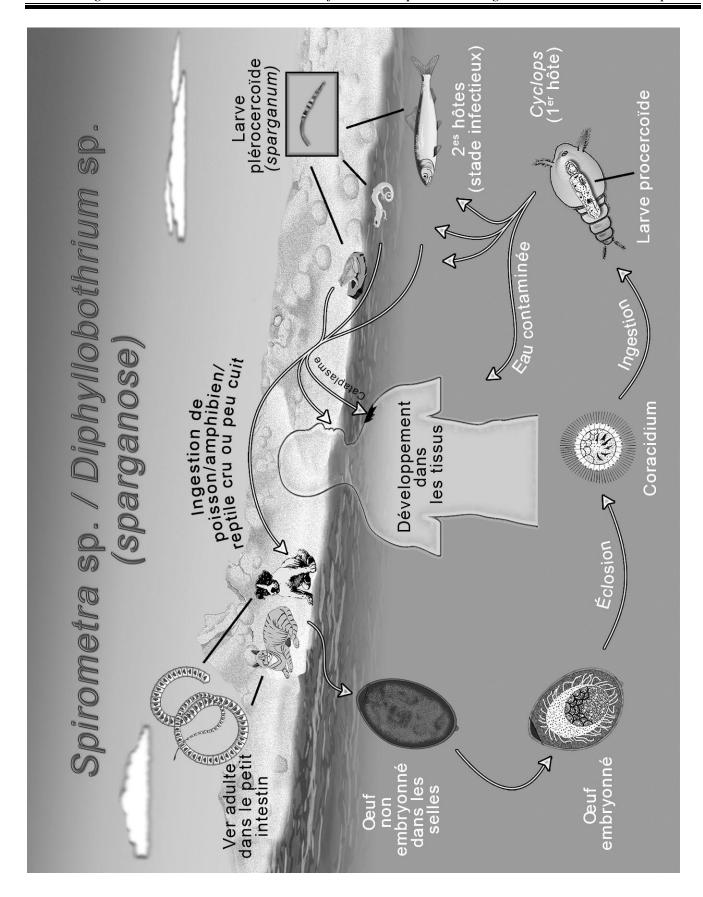




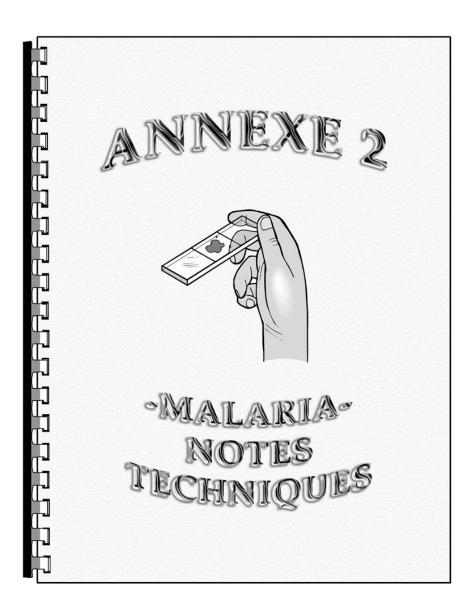






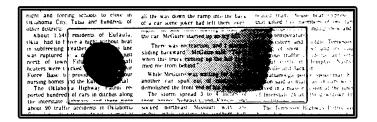


| Laboratoire de santé publique du Québec |  |  |  |  |  |
|---|--|--|--|--|--|
|   |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |

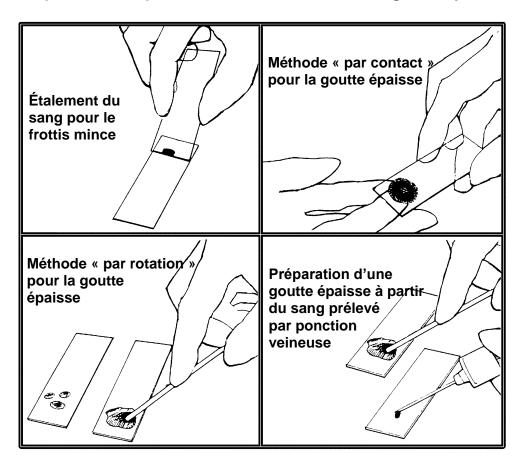


| Laboratoire de santé publique du Québec |  |  |  |  |  |  |
|---|--|--|--|--|--|--|
|   |  |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |  |
|   |  |  |  |  |  |  |

## Préparation des frottis sanguins



# Préparation adéquate d'un frottis mince et d'une goutte épaisse



Source: National Committee for Clinical Laboratory Standards. 2000. Laboratory diagnosis of blood-borne parasitic diseases; Approved Guideline. NCCLS document M15-A. Pennsylvania

#### PRÉPARATION DES FROTTIS SANGUINS

Il est habituellement recommandé de préparer les frottis sanguins pour diagnostic de la malaria à partir d'un prélèvement du bout du doigt. Mais cette façon de faire n'est pas très pratique, dans la routine actuelle des centres hospitaliers.

Les frottis sanguins sont donc généralement préparés à partir d'un prélèvement de sang veineux. Dans ces conditions, l'EDTA devrait être utilisé comme anticoagulant, pour de meilleurs résultats; de plus, les frottis devraient être préparés si possible dans l'heure qui suit le prélèvement pour minimiser la distorsion des parasites et la réduction du nombre de parasites présents, qui pourraient survenir suite au contact avec l'anticoagulant.

Les principaux effets de la présence d'un anticoagulant sur les parasites sont les suivants:

- 1. la morphologie des parasites peut être modifiée:
  - les gamétocytes de *P. falciparum* peuvent s'arrondir et ainsi être confondus avec ceux des autres espèces.
  - les trophozoïtes amiboïdes de *P. vivax* peuvent perdre leur apparence caractéristique.
- 2. les granulations de Schüffner peuvent être inapparentes sur les frottis.
- 3. les mérozoïtes peuvent être relâchés des schizontes et aller s'accoler en périphérie des globules rouges, ce qui pourrait entraîner la confusion avec les véritables formes « accolées », plus typiques de *P. falciparum*.
- 4. les gamétocytes mâles pourraient libérer leurs microgamètes de façon plus hâtive. Ces formes filamenteuses libres sur les frottis peuvent aisément être confondues avec des bactéries spiralées comme les *Borrelia* et entraîner un mauvais diagnostic. Pour les distinguer, les gamètes mâles ne sont pas spiralés et ont un petit noyau visible dans le centre des gamètes.

La présence d'anticoagulant peut également interférer avec l'adhésion des frottis sur la lame, particulièrement s'il est présent en trop grande quantité. Il faut alors en éliminer une partie en centrifugeant le sang légèrement et en retirant une partie du plasma.

Il est préférable de conserver le sang à la température de la pièce plutôt qu'au réfrigérateur pour éviter également de modifier la morphologie des parasites.

#### **COLORATION GIEMSA**

#### TECHNIQUE UTILISÉE POUR LA COLORATION DES PARASITES SANGUINS

## MÉTHODE

#### **Frottis minces**

- ✓ fixer les frottis au méthanol x 30-45 secondes
- ✓ laisser sécher à l'air complètement
- ✓ colorer au Giemsa 1:7 x 45 minutes (cf. notes 1 et 4)
- ✓ rincer rapidement avec du tampon Sorensen (pH 7,0-7,2) sans Triton
- ✓ laisser sécher à l'air en position inclinée

(méthode utilisée au Centre des maladies tropicales de l'Université McGill, Hôpital général de Montréal)

#### Notes

## Giemsa commercial (Acros Organics, nº cat. AC295595000, disponible chez Fisher)

- 1. Dilution: 1 partie Giemsa
  - 6 parties tampon Sorensen (pH 7,0-7,2) + Triton X -100 (conc. finale 0,01 %) La solution de travail doit être fraîchement préparée et filtrée avant usage (filtre Whatman n° 1).
- 2. Mettre une petite quantité de solution mère de Giemsa dans une bouteille brune bien hermétique pour usage courant, pour éviter de contaminer la solution commerciale originale.
- 3. Le Triton n'est pas essentiel mais il permet de donner plus de brillance aux structures colorées et de préciser certains détails morphologiques.
- 4. À noter que la dilution du colorant, de même que le temps de coloration doivent être déterminés pour chaque lot de colorant avec des frottis contrôles positifs ou des frottis sanguins courants. Les conditions mentionnées ci-haut peuvent vous orienter si vous utilisez le même colorant.

### Gouttes épaisses

Toujours suivre les précautions universelles de laboratoire pour la manipulation des frottis non fixés.

- 1. De façon optimale, les gouttes épaisses doivent sécher de 8 à 12 heures avant coloration, à moins qu'elles n'aient été faites plus minces pour accélérer le processus.
- 2. D'autre part, il est possible d'accélérer considérablement le séchage de ces frottis en les plaçant dans un incubateur à 37 °C pendant 10-15 minutes ou dans une enceinte de sécurité biologique pendant environ 5 minutes sans que les globules rouges ne se fixent sur les frottis.

Par contre, le risque de perdre des parasites à la coloration des frottis est plus élevé lorsque le temps de séchage est raccourci.

- 3. Elles <u>ne doivent pas</u> être fixées au méthanol.
- 4. Par la suite, la coloration se fait de la même façon que pour les frottis minces.

#### **COLORATION DE FIELD**

#### **TECHNIQUE DE COLORATION RAPIDE**

Dans les situations où un diagnostic rapide est nécessaire, la coloration de Field peut être utilisée, particulièrement sur les gouttes épaisses. Cependant, celles-ci devraient être légèrement moins épaisses qu'à l'habitude pour de meilleurs résultats.

#### Composition des réactifs

Solution A : bleu de méthylène, azur A et eau distillée tamponnée (pH 7,2)

Solution B: éosine et eau distillée tamponnée (pH 7,2)

#### Méthode de coloration des gouttes épaisses

La coloration peut se faire en jarre de Coplin. **Toujours suivre les précautions universelles** de laboratoire pour la manipulation des frottis non fixés.

- 1. Tremper les frottis dans la solution A pendant 5 secondes. Absorber l'excès de colorant avec un papier absorbant.
- 2. Rincer délicatement les frottis pendant 1-2 secondes dans un bécher d'eau tamponnée en les agitant légèrement.
- 3. Absorber l'excès d'eau avec un papier absorbant.
- 4. Tremper les frottis dans la solution B pendant 3 secondes. Absorber l'excès de colorant.
- 5. Rincer délicatement les frottis dans un bécher d'eau tamponnée.
- 6. Laisser sécher les frottis en position verticale.

#### Méthode de coloration des frottis minces (méthode inversée)

- 1. Fixer les frottis minces au méthanol pendant 30 secondes sur un support à coloration.
- 2. Couvrir les frottis avec environ 1 mL de solution B diluée 1:4 dans une eau tamponnée (pH 7,0-7,2). Colorer les frottis pendant 15-20 secondes.
- 3. Ajouter immédiatement un volume égal de solution A et bien mélanger les colorants sur la lame avec une pipette pendant 10-15 secondes.
- 4. Colorer les frottis avec la solution mixte pendant 15-20 secondes.
- 5. Rincer les frottis avec de l'eau tamponnée ou de l'eau du robinet.
- 6. Laisser sécher les frottis en position verticale.
  - Notes: La coloration de Field pour les frottis minces permet d'obtenir un diagnostic rapide de malaria. Cependant, la coloration peut être variable et les granulations caractéristiques ne sont pas toujours visibles. Cette coloration doit donc toujours être suivie d'une coloration classique au Giemsa pour une meilleure identification à l'espèce.
    - La méthode inversée de la coloration de Field peut également s'appliquer aux gouttes épaisses.

# TECHNIQUE DE DÉCOLORATION/RECOLORATION DES FROTTIS SANGUINS

Lorsqu'un frottis sanguin est coloré au Giemsa à un pH inapproprié pour le diagnostic de la malaria (ex. pH 6,8), certains caractères morphologiques importants comme les grains de Schüffner sont généralement absents. Pour le diagnostic de la malaria, le Giemsa doit contenir de l'azur B et le pH de la coloration doit être à 7,0-7,2.

Pour améliorer la qualité de coloration d'un frottis qui s'avère positif pour la malaria, mais qui n'a pas été coloré de façon idéale, on peut décolorer le frottis et le recolorer de la façon suivante:

### MÉTHODE A: Frottis minces seulement

- 1. Déposer le frottis sur un support à coloration et couvrir de méthanol. Laisser décolorer pendant 15 minutes. Ne pas laisser sécher le méthanol. Rincer à l'eau du robinet et laisser sécher le frottis complètement.
- Couvrir le frottis avec la solution de Giemsa appropriée.
   Réduire le temps de coloration de moitié par rapport au temps habituel (si le temps de coloration habituel est de 45 minutes, réduire le temps à environ 20-25 minutes).
- 3. Rincer le frottis à l'eau du robinet ou avec du tampon Sorensen (pH 7,0-7,2) et laisser sécher.

### MÉTHODE B : Frottis minces et gouttes épaisses

- 1. Décolorer le frottis avec une solution-tampon à pH 7,0-7,2 pendant une demi-journée. Laisser sécher complètement.
- 2. Pour la recoloration, suivre la même procédure que pour la méthode A (étapes 2 et 3).

(méthodes utilisées au Centre des maladies tropicales de l'Université McGill, Hôpital général de Montréal)

## ESTIMATION DU NIVEAU DE LA PARASITÉMIE

#### **IMPORTANCE**

- Évaluer la sévérité de l'infection, particulièrement pour Plasmodium falciparum
- Évaluer l'efficacité du traitement

# MÉTHODE (frottis minces)

Pour évaluer le pourcentage de parasitémie :

- 1. Déterminer le nombre moyen de globules rouges/champ microscopique à l'immersion, en évaluant trois zones contenant 200-300 globules rouges/champ. Faire la moyenne (globules rouges/champ).
- 2. Compter le nombre de globules rouges infectés dans 100 champs microscopiques d'une densité de globules rouges équivalente à celle du point 1 et en faire le total. NE PAS compter les gamétocytes.
- 3. Faire le calcul suivant :

% parasitémie = Nombre total de globules rouges infectés dans 100 champs x 100 Nombre moyen de globules rouges/champ x 100 champs

#### **EXEMPLE:**

- A. Nombre total de globules rouges infectés dans 100 champs : 473
- B. Nombre moyen de globules rouges/champ: 200
- C. Si on applique la formule :  $\frac{473}{200 \times 100}$  x 100 = 2,36 % ou 2,4 % de parasitémie

# ESTIMATION DU NIVEAU DE LA PARASITÉMIE

| Nombre de globules rouges/champ  |                    |
|--|--------------------|
| Nombre moyen de globules rouges/champ  |                    |
| Nombre total de G. R. infectés dans 100 champs x 100 Nombre moyen de G.R./champ x 100 champs x 1 | = % parasitémie    |
| Exemple:   |                    |
| 473 G. R. infectés dans 100 champs x 100 = (200 G.R./champ) x (100 champs)   | 2,36 % parasitémie |

Note: NE PAS compter les gamétocytes (*Plasmodium*), ni les formes extracellulaires (*Babesia*).

<sup>&</sup>lt;sup>1</sup> Lorsque la parasitémie est élevée, on peut réduire le nombre de champs examinés. En tenir compte lors du calcul de la parasitémie.