



THESIS / THÈSE

MASTER EN SCIENCES BIOLOGIQUES

Recherche d'un éventuel rôle des triatominae dans la transmission de Trypanosoma Brucei Brucei

Oerlemans , Genevière

Award date:
1986

Awarding institution:
Universite de Namur

[Link to publication](#)

General rights

Copyright and moral rights for the publications made accessible in the public portal are retained by the authors and/or other copyright owners and it is a condition of accessing publications that users recognise and abide by the legal requirements associated with these rights.

- Users may download and print one copy of any publication from the public portal for the purpose of private study or research.
- You may not further distribute the material or use it for any profit-making activity or commercial gain
- You may freely distribute the URL identifying the publication in the public portal ?

Take down policy

If you believe that this document breaches copyright please contact us providing details, and we will remove access to the work immediately and investigate your claim.



FACULTÉS UNIVERSITAIRES N.D. DE LA PAIX
NAMUR
FACULTÉ DES SCIENCES

RECHERCHE D'UN EVENTUEL ROLE
DES TRIATOMINAE DANS LA TRANSMISSION
DE *TRYPANOSOMA BRUCEI BRUCEI*.

Mémoire présenté pour l'obtention du grade
de Licencié en Sciences
biologiques
par

OERLEMANS Geneviève
1985 - 1986

*FM
B04/1986/
04

BUMP

Je désire adresser mes remerciements au Docteur J.M. Jadin , qui m'a guidée et conseillée judicieusement dans la réalisation de ce mémoire.

Qu'il me soit permis d'exprimer ma gratitude envers le Professeur R. Leloup , qui m'a accueillie dans le laboratoire interfacultaire de microscopie électronique , Madame Ch. Chapeau - Devignon , Monsieur Y. Houbion et Monsieur M. Lombet pour leur disponibilité et leur aide précieuse.

Je remercie également le Père P. Devos et les Professeurs E. Feytmans et E. Depierreux , qui m'ont permis l'accès à leur laboratoire.

Je tiens à exprimer mes remerciements aux Professeurs M. Wéry et D. Le Ray de l'Institut de Médecine Tropicale d'Anvers pour les triatomes qu'ils ont mis à ma disposition.

Un merci tout particulier à Mademoiselle M.C. Wilem et Monsieur R. Henkinet pour leur collaboration , leur sympathie et leur soutien.

Je remercie aussi mes parents pour leur soutien durant toutes ces années d'études.

J'ai fortement apprécié l'aide précieuse de Monsieur Collet.

Je remercie enfin tous ceux qui , à leur manière , ont participé à la réalisation , la rédaction et l'impression de ce travail.

PLAN :

	Page:
<u>INTRODUCTION:</u>	1
<u>A. Généralités:</u>	
A.1 Trypanosomatidés monogéniques:	
A.2 Trypanosomatidés digéniques:	
A.2.1 Transmission par contact de muqueuses	3
A.2.2 Transmission de type mécanique	
A.2.3 Transmission par transfusion sanguine	4
A.2.4 Transmission congénitale	5
A.2.5 Transmission de type salivaria	
A.2.6 Transmission de type stercoraria	7
A.2.6.1 Transmetteur - type	8
A.2.6.2 Morphologie interne des Triatomines	9
A.2.6.3 Cycle de développement	12
A.2.6.4 Moeurs	13
A.2.6.5 Habitat	16
A.2.6.6 Dispersion géographique	17
A.2.6.7 Description de quelques espèces de Réduviidés	
<u>B. But du mémoire :</u>	24
<u>CHAPITRE 1 MATERIEL ET METHODE :</u>	26
1.1 Souche de Trypanosome:	
1.1.1 Souche	
1.1.2 Passages mécaniques	
1.2 Triatomes:	
1.2.1 Elevage des insectes	27
1.2.2 Nutrition des insectes	
1.2.3 Infestation	29
1.3 Microscopie:	30
1.3.1 Microscopie optique	
1.3.2 Microscopie électronique à balayage	31
1.3.3 Microscopie électronique conventionnelle	32

<u>CHAPITRE 2 RESULTATS:</u>	34
2.1 Transmission de type mécanique :	
2.2 Microscopie optique :	40
2.2.1 Recherche de formes infectieuses dans les déjections de Triatominae	
2.2.2.1 Recherche de formes trypomastigotes dans les déjections de Triatominae	
2.2.2.2 Recherche de formes infectieuses dans les déjections de Triatominae	
2.2.2 Coupes semi-fines du tube digestif de Triatominae vues en microscopie optique	41
2.3 Microscopie électronique conventionnelle:	44
2.3.1 Partie antérieure de l'intestin moyen	
2.3.1.1 Immédiatement après le repas	
2.3.1.2 Deux heures après le repas	
2.3.1.3 Dix heures après le repas	
2.3.1.4 Quinze heures après le repas	45
2.3.1.5 Un jour après le repas	
2.3.1.6 Sept jours après le repas	
2.3.2 Partie étroite de l'intestin moyen	
2.3.3 Intestin postérieur	46
2.4 Microscopie électronique à balayage:	62
2.4.1 Partie antérieure de l'intestin moyen	
2.4.1.1 Immédiatement après le repas	
2.4.1.2 Deux heures après le repas	
2.4.1.3 Cinq heures après le repas	
2.4.1.4 Dix heures après le repas	
2.4.1.5 Quinze heures après le repas	63
2.4.1.6 Deux jours après le repas	
2.4.2 Partie étroite de l'intestin moyen	
 <u>CHAPITRE 3 DISCUSSION ET CONCLUSION:</u>	 76
 <u>BIBLIOGRAPHIE:</u>	 79

Abréviation pour l'iconographie :

C : cinétoplaste.

Fl : flagelle.

Gly : glycosome.

Hb : cristal d'hémoglobine.

K : kDNA.

Ly : lysosome.

Mi : mitochondrie.

MO : membrane ondulante.

MT : microtubules du périplaste.

N : noyau.

Nu : nucléole.

PF : poche flagellaire.

PL : périplaste.

RER : réticulum endoplasmique rugueux.

Le trait situé sur chaque photographie en microscopie électronique conventionnelle représente 0,5 μ .

INTRODUCTION :

A. Généralités :

Le cycle des Trypanosomatidés se déroule soit entièrement chez un hôte (Trypanosomatidés monogéniques), soit chez deux hôtes (Trypanosomatidés digéniques). Par définition, la forme infestante porte le nom de métatrypomastigote . Les différentes formes sont reprises sur la figure a.1.

A.1 Trypanosomatidés monogéniques :

Ces Trypanosomatidés se développent uniquement dans le tube digestif d'un Insecte . Les métatrypanosomes se présentent au stade micromastigote (anciennement leishmania ou amastigote) (JADIN , 1978) et sont évacués après le repas avec les déjections . L'infestation se fait par la coprophagie d'un insecte sain qui se nourrit de fèces d'un insecte infesté .

Ce mode de transmission très primitif porte le nom de transmission stercorale et se caractérise donc par le fait de la formation de métatrypanosomes au niveau de l'intestin postérieur de l'insecte .

Les Trypanosomatidés monogéniques regroupent les 4 genres suivant : *Leptomonas* , *Crithidia* , *Blastocrithidia* et *Herpetomonas* .

A.2 Trypanosomatidés digéniques :

Ces parasites se développent alternativement chez un hôte intermédiaire et chez un hôte définitif .

L'hôte intermédiaire , ou hôte vecteur , est , sauf exception , un hôte invertébré .

Chez cet hôte , le Trypanosomatidé se développe partiellement ou totalement dans le tube digestif .

Cependant , au cours de leur évolution , certaines espèces se sont tellement bien adaptées à leur hôte et hyperdéveloppées que pour se transformer en métatrypomastigotes , elles doivent migrer au niveau des glandes salivaires de leur hôte et y subir certaines transformations .

L'hôte définitif est pour le genre *Phytomonas* , une plante (Euphorbiacée) ; le Trypanosomatidé vit dans la sève et il est transmis par la piqûre d'Hémiptères phytophages . Ce genre comprend des formes micromastigotes et promastigotes .

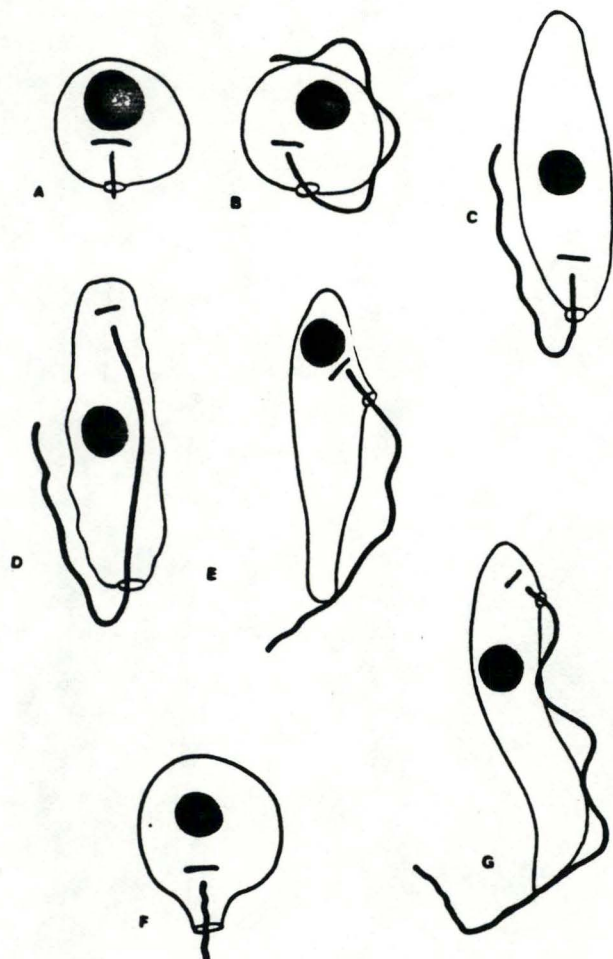


Fig. a.1 : Schéma des différentes formes de trypanosomes. (d'après JADIN , J.M., 1978)

— A : Micromastigote (anciennement forme leishmania). — B : sphéromastigote. — C : promastigote (anciennement forme leptomonas). — D : opisthomastigote (anciennement forme herpetomonas). — E : épimastigote (anciennement forme crithidia). — F : choanomastigote (anciennement forme de « Barleycorn»). — G : trypomastigote, anciennement forme trypanosome.

Dans les trois autres genres , l'hôte définitif est un vertébré et les Trypanosomatidés vivent dans le sang , dans les liquides intercellulaires ou , dans certains cas , à l'intérieur de cellules particulières . Ces genres sont : *Leishmania* , *Endotrypanum* et *Trypanosoma* .

Le cycle biologique des membres du genre *Trypanosoma* comprend une série de stades de développement souvent très complexes chez l'hôte invertébré .

Les hôtes intermédiaires sont hématophages , ce sont des sangsues (pour la transmission des trypanosomes de grenouille) , des Hémiptères (triatomes) , des Diptères (taon , stomoxe , glossine) , des Siphonaptères (puce de rat) , ...

A . 2 . 1 Transmission par contact de muqueuses :

L'inoculation du parasite se passe sans intervention d'un invertébré chez *T.equiperdum* et en Amérique du sud chez *T.evansi* .

Dans le premier cas , *T.equiperdum* , agent de la dourine , maladie vénérienne du cheval , est transmis lors du coït ; aucun insecte vecteur n'intervient donc dans sa transmission .

Tandis que *T.evansi* , qui dérive probablement de *T.brucei* , n'a plus de cycle évolutif chez la glossine , en Afrique et en Asie , il est transmis de façon mécanique par des Diptères piqueurs ; tandis qu'en Amérique centrale , il est transmis par l'intermédiaire de la morsure des vampires (*Desmodus sp .*) (HOARE , 1965) .

En effet , lorsqu'un vampire infesté de *T.evansi* se nourrit , les trypanosomes traversent la muqueuse buccale et vont infester l'hôte dont se nourrit la chauve-souris .

T.equiperdum et *T.evansi* représentent donc deux cas , exceptionnels il est vrai , de mode de transmission par contact de muqueuses .

A . 2 . 2 Transmission de type mécanique :

La transmission peut se faire par inoculation directe par l'intermédiaire de pièces buccales piqueuses transportant des trypanosomes , comme le ferait une aiguille contaminée .

L'exemple type de ce mode de transmission est donné par *T.vivax*..

Cette transmission effectuée par des insectes hématophages , des Diptères et en particulier les Tabanidés et les Stomoxes ne présente pas de cycle évolutif Celui-ci s'effectue au cours de repas sanguins interrompus ,l'Insecte ayant piqué un autre animal non infesté . Les pièces buccales de l'insecte renfermant des trypanosomes , ceux-ci sont inoculés exactement comme avec une seringue . (ITARD , J.,1981) .

Le "cycle" est donné par la figure a.2 .

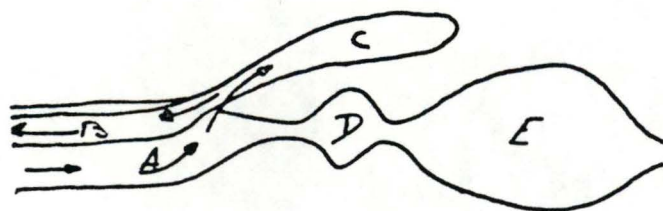


Fig. a. 2 : cycle du *T. vivax* dans l'intestin de glossine.

- A : Cavité buccale où a lieu la phase de multiplication .
- B : Hypopharynx . Transformation des épimastigotes en trypomastigotes métacycliques .
- C : Glandes salivaires . Lieu de lyse rapide des trypanosomes entraînés avec le sang de l'hôte .
- D : Proventricule .
- E : Intestin .

A. 2. 3 Transmission par transfusion sanguine :

Il est connu depuis longtemps que le sang infesté de trypanosomes est dangereux lors d'une transfusion directe et même lors d'une simple injection .

Ce problème de transfusion est valable pour les trypanosomiases africaines comme pour la maladie de Chagas .

Cette transmission a une importance indéniable surtout en zone d'endémie . (CALVO , D.E., 1979 ; DIAS , J.P.C., 1979 ; GUTIERREZ , L.G., 1979 ; NIEMEGERERS , K., 1958) .

Cette forme de transmission oblige la recherche de la maladie parmi les donneurs de sang . Cette recherche peut s'effectuer à l'aide du test de xénodiagnostic proposé par BRUMPT ou par des tests de sérologie (fixation de complément , immunofluorescence , ...) .

Au Brésil où l'endémie chagassienne est importante , la Croix Rouge n'a pas voulu assumer les frais occasionnés par des examens sérologiques de routine et fait ajouter systématiquement un trypanocide sanguin , le Violet de Gentiane à tous les sachets de sang prélevés (NUSSENZVEIG , G., 1953) .

Mais ce dernier procédé ne réussit pas en cas de trypanosomiase africaine (*T. rhodesiense* et *T. gambiense*) (NIEMEGERERS , K., 1958) .

A. 2. 4 Transmission congénitale :

La transmission congénitale de la maladie de Chagas existe chez l'homme et chez les autres mammifères , sauvages , chez lesquels elle a été confirmée par des observations notamment celles de (CHAGAS , C. , 1911 ; ROMANA , C., 1955) .

Cette transmission semble se réaliser au niveau du placenta , mais il est moins évident qu'il puisse y avoir contagion à partir du liquide amniotique (GONZALEZ , O., 1972 ; LISBOA--BITTENCOURT , A., 1972) .

Le flagellé est souvent rencontré sous forme amastigote parasitant le stroma villositaire ,ou l'épithélium chorial .

Il peut envahir le fœtus sous forme trypomastigote . Mais il semblerait qu'une lésion primaire de l'épithélium chorial facilite la pénétration des trypanosomes ; ceci a pu être démontré par différents travaux (GONZALEZ , O., 1972 ; HOWARD , J.E., 1975 ; HOWARD , J.E. et RUBIS , M., 1968 ; RASSI , A. et coll ., 1958) .

A. 2. 5 Transmission de type salivaria :

Dans ce mode de transmission les métatrypanosomes du genre *T.brucei* passent dans les glandes salivaires de l'insecte vecteur et sont inoculés , lors du repas sanguin , dans le sang de l'hôte vertébré .

L'insecte vecteur est un Diptère , une glossine .

Le cycle de transmission du trypanosome chez la glossine est repris sur la figure a . 3.

Les glossines sont des Diptères de grande taille (6 à 13 mm de long) , de couleur brunâtre , noirâtre et sont reconnaissables à leur trompe horizontale prolongeant le corps en avant et à leurs ailes croisées à plat sur le dos au repos (GENTILINI , M. et DUFLO , B., 1977 ; HEGH , E. , 1929 ; ITARD , J., 1981) .

Mâles et femelles sont hémato-phages , piquent surtout le jour et se gorgent aussi bien sur l'homme que sur les animaux .

Il existe plusieurs espèces de glossines : les unes , hygrophiles , vivent dans les galeries forestières humides (*Glossina palpalis* , vectrice du *T.gambiense*) à l'ouest et au centre de l'Afrique ; d'autres , xérophiles , se rencontrent en zones de savane (*Glossina morsitans* , vectrice du *T.rhodesiense*) à l'est et au sud de l'Afrique .

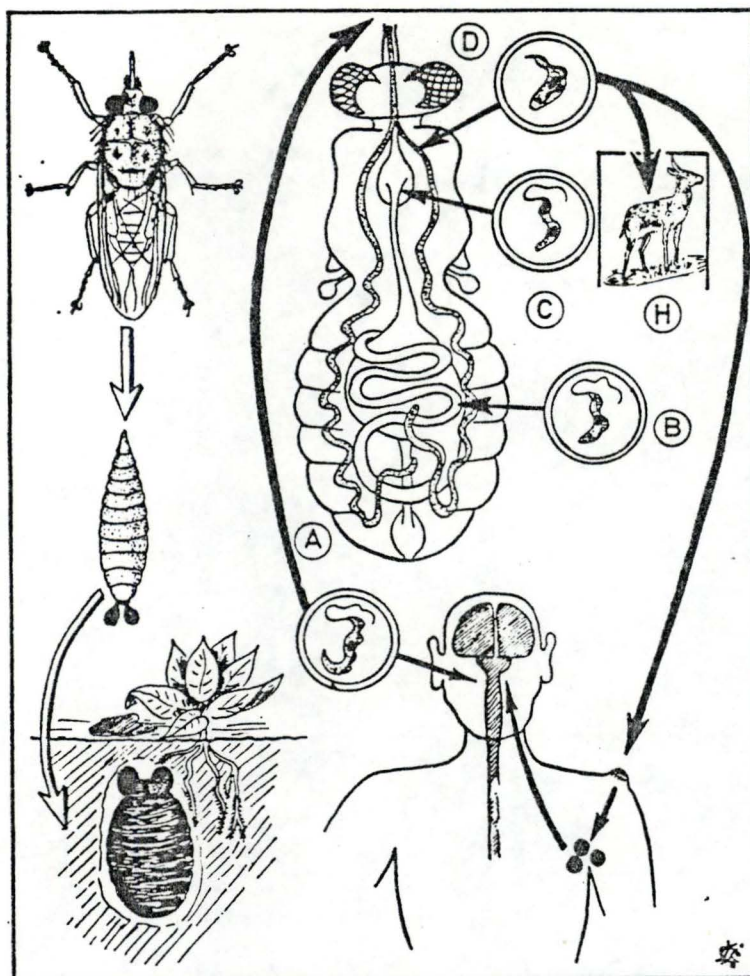


Fig. a. 3 : cycle de transmission des trypanosomes africains : (d'après LAPIERRE , J., 1974).

- A. L'adulte s'infeste en piquant un malade dont le sang contient des trypanosomes sous forme trypomastigotes.
- B. Les formes courtes " *stumpy forms* " se transforment dans la partie postérieure de l'intestin moyen et deviennent des trypomastigotes dits " procycliques " .
- C. Ces trypomastigotes procycliques gagnent le proventricule où ils se multiplient et se transforment en épimastigotes.
- D. Ces épimastigotes migrent dans les glandes salivaires et se transforment en trypanosomes métacycliques infestants qui seront inoculés lors de la prochaine piqûre. Il n'y a pas de transformation en micromastigotes.

A. 2. 6 Transmission de type stercoraria :

Cette transmission est le fait de *T. lewisi* et de *T. cruzi* .

Le cycle de transmission est repris sur la figure a . 4.

Dans ce mode de transmission , les métatrypanosomes se forment dans l'intestin postérieur de l'insecte vecteur et sont évacués avec les déjections . Ceux-ci traversent alors la muqueuse chez leur nouvel hôte vertébré et provoquent la maladie de Chagas dans le cas du *T. cruzi* .

L'insecte vecteur est un Hémiptère de la sous-famille Triatomines .

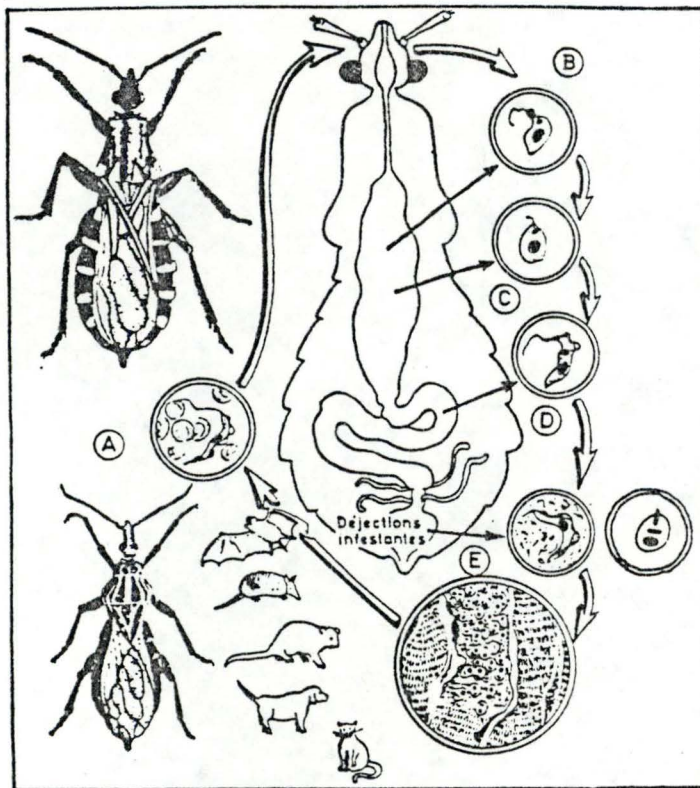


Fig . a . 4 : cycle évolutif du trypanosome américain : (d'après LAPIERRE , J., 1974 ; mais modifié).

- A. Lors de la piqûre , le triatome puise les trypanosomes dans le sang des malades.
- B. Le parasite prend la forme épimastogote .
- C. Les formes demeurant dans l'estomac sont des promastigotes .
- D: Ces promastigotes se retransforment en épimastigotes dans l'intestin moyen .
- E. Ceux - ci donnent dans l'intestin postérieur les trypanosomes métacycliques sous forme trypomastigote et micromastigote. Ces trypanosomes métacycliques seront déposés avec les déjections de l'insecte sur la peau ou la muqueuse des mammifères .

A. 2. 6. 1 Transmetteur type :

Ce transmetteur appartient à l'ordre des Hétéroptères , au super-ordre des Hémiptères et à la famille des Réduviidés . Les Réduviidés se scindent en deux sous-familles : les Réduviinés et les Triatominés (GRELL , K.G., 1973) .

Considérations sur l'évolution des Triatominae :

La grande majorité des Hémiptères est phytophage . Certains de ceux - ci ont évolué et sont devenus prédateurs formant la sous - famille des Réduviinés . Et certains prédateurs zoophiles ont présenté des tendances à l'hématophagie puis sont devenus franchement hématophages. Ils forment la sous - famille des Triatominés.

Les Réduviinés sont des prédateurs . Ils s'alimentent d'autres insectes , les tuant préalablement , avec une substance vénéneuse excrétée avec leur salive . Leur piqûre est parfois très douloureuse , mais d'une manière générale ils ne sont pas nuisibles à l'homme (BRUMPT , E., 1949 ; SHERLOCK , A. ,1979) .

Les Triatominés sont hématophages . Ils s'alimentent du sang des vertébrés .

Les insectes constituant ce groupe étaient probablement à l'origine des animaux prédateurs car certains sont capables de cannibalisme envers d'autres insectes mais également envers leurs congénères (BRUMPT , E., 1914; BRUMPT , E., 1949) .

Ceux-ci sont les vecteurs de la maladie de Chagas . Leur piqûre n'est pas douloureuse . (SHERLOCK , A., 1979) .

Le corps de ces insectes est orné de couleurs vives , disposées sur l'abdomen en bandes alternées transversales . La tête , bien dégagée , est pourvue de longues antennes fines à 4 articles , d'yeux latéraux de grande taille et d'une trompe toujours repliée sous la tête en " lame de canif " au repos (GRELL , K.G., 1973) .

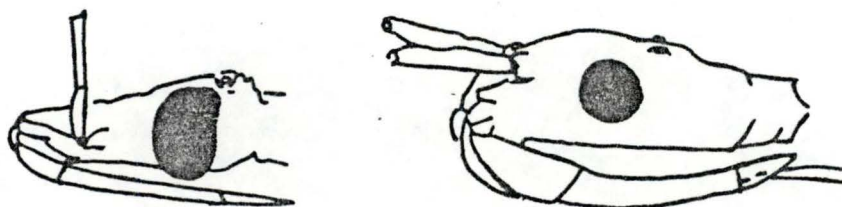
Les ailes sont de deux types : une paire antérieure de type hémélytre , avec la partie basale dure et rigide et l'apicale membraneuse , et une autre paire inférieure , totalement membraneuse et fonctionnelle , qui sert au vol . (BORDA , M.R.P., 1979 ; GRELL, K.G., 1973) .

L'abdomen est aplati (chez les sujets non gorgés de sang) et circonscrit d'un repli latéral ou conexivum (échancré à la partie postérieure chez la femelle , ininterrompu chez le mâle) . (BRUMPT , E., 1949 ; GRELL , K.G., 1973) .

On observe également trois paires de pattes longues et minces .

Des différences au niveau de la trompe permettent de distinguer les prédateurs et les hématophages : -- chez les prédateurs , la trompe est courte , avec trois segments et courbe .
 -- chez les hématophages , la trompe est courte , avec trois segments mais droite .

Ceci est illustré à la figure a . 5 .



Hématophage

Prédateur

Fig.a.5 : trompe de prédateur et d'hématophage : (d'après SHERLOCK , A., 1979)

A . 2 . 6 . 2 Morphologie interne des Triatominés :

La trompe est constituée par les pièces buccales formant deux canaux : un alimentaire , par où passe le sang , et un autre inférieur , très fin , le canal salivaire .

Le tout est placé dans un tube triarticulaire . (SHERLOCK , A., 1979 ; SMITH , J.J.B.,1985) .

Le tube digestif , repris sur la figure a . 6 . , peut être divisé en trois régions : l'intestin antérieur, l'intestin médian et l'intestin postérieur . (BURGOS , M.H. et GUTIERREZ , L.S., 1976 ; SHERLOCK , A. , 1979) .

L'intestin antérieur est constitué de deux paires de glandes salivaires reniformes , d'un oesophage dont la fonction est l'acheminement de la nourriture vers l'intestin moyen et d'après SHERLOCK , A.(1979) , un vestibule proventriculaire . Mais selon la plupart des auteurs (BURGOS , M.H. et GUTIERREZ , L.S., 1976 ; CHAPMAN , R.F., 1985 ; CARAYON, J. , 1974) le vestibule et le proventricule n'existent pas chez les Hémiptères .

L'intestin médian comprend la portion principale du canal alimentaire et est constitué de la partie antérieure ou estomac , d'une partie plus étroite et , toujours selon SHERLOCK , A. (1979) , du proventricule .

fois l'animal gorgé de sang . La nourriture très fluide est concentrée par élimination de liquide au niveau de l'estomac . Cet organe ne participe pas à la digestion mais serait plutôt un organe de stockage . La digestion est effectuée dans la partie plus longue et plus étroite de l'intestin moyen . (CARAYON , J. , 1974 ; CHAPMAN , R.F., 1985 ; LEROY , Y. , 1974).

L'intestin postérieur est constitué de l'ampoule rectale et des tubes de Malpighi qui sont au nombre de quatre . (CHAPMAN , R.F., 1985) . La fonction de ces tubes est l'élimination des substances métabolisées et l'absorption de quelques substances (SHERLOCK , A., 1979) . L'absorption d'eau est effectuée à ce niveau .

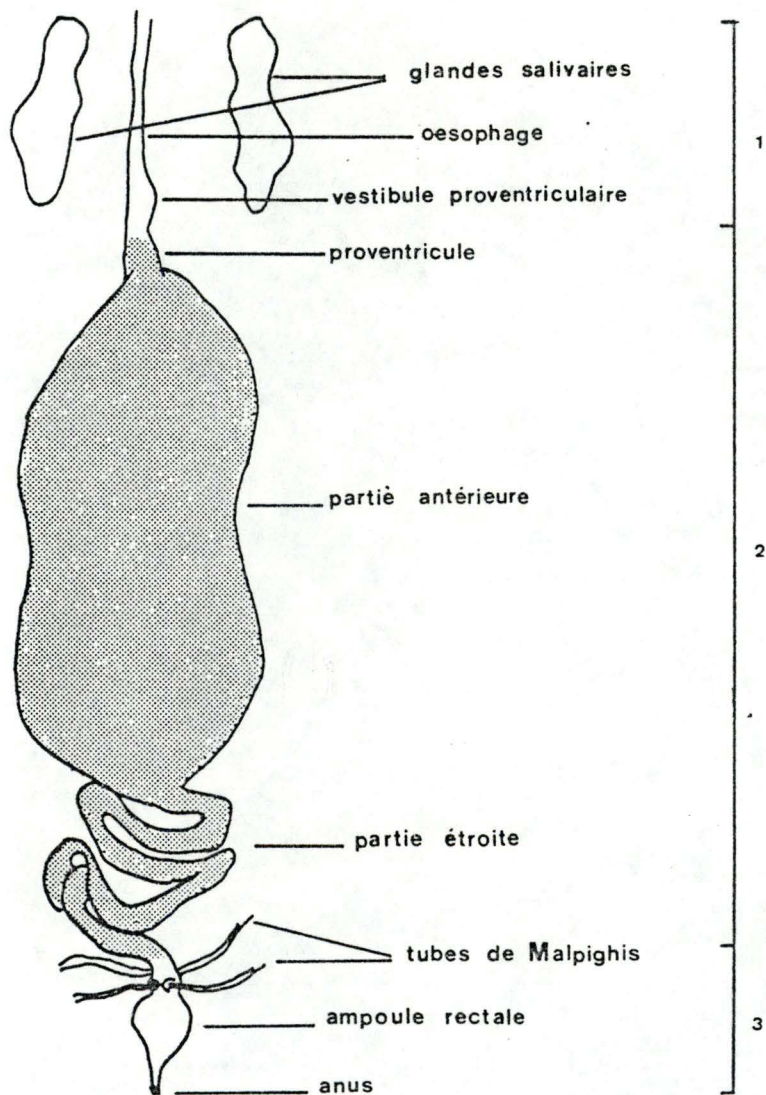


Fig. a. 6 : schéma du tube digestif des Triatomines :

1 : Intestin antérieur .

2 : Intestin moyen .

3 : Intestin postérieur .

A. 2. 6. 3 Cycle de développement :

Le délais de ponte , suite à l'accouplement , va de dix jours à deux semaines .

(BRUMPT , E., 1949 ; SCHOFIELD , C.J., 1979) .

Les oeufs sont déposés soit isolés et libres de toute substance collante comme dans la plupart des cas , soit , au contraire , fixés sur des supports particuliers , comme on peut l'observer dans le genre *Rhodnius* . (BRUMPT , E., 1949 ; SHERLOCK , A. , 1979) .

Le temps d'incubation des oeufs varie selon la température .

La durée du cycle évolutif varie suivant différents facteurs dont deux sont bien connus : la température et la nourriture . (BRUMPT , E., 1949 ; SHERLOCK , A. , 1979) .

Le cycle comprend un stade oeuf , cinq stades nymphaux et un stade adulte , de sexes séparé . Les larves subissent donc cinq mues . (BRUMPT , E., 1949) . Le cycle est repris sur la figure a.7. et a.8.

Pour le changement d'étape , la larve doit effectuer au moins un repas complet , afin qu'il y aie distension abdominale et libération d'hormones . (FRIEND et al . , 1965 ; MADDRELL , S.H.P., 1963; MINTER et al., 1977 ; SHERLOCK ,A. ,1979 ; WIGGLESWORTH , 1934) .

La symbiose avec des microorganismes est indispensable pour la procédure de leur développement biologique ; pour le passage au stade suivant (BORDA , M.R.P., 1979) ; pour la croissance des larves et la maturation des ovaires des femelles . (GRASSE , P.P., 1976) .



Fig. a.7 : Cycle de vie de *Rhodnius prolixus*.



Fig. a.8 : Cycle de vie de *Triatoma infestans* .

A.2.6.4 Moeurs :

- Nécessité de sang :

Toutes les phases nymphales et les deux sexes de ces insectes sont hématoiphages obligatoires . (SHERLOCK , A., 1979) .

Les Réduvidés hématoiphages , larves ou adultes , sont capables de prendre en une seule fois de grandes quantités de sang .

La très grande distension provoquée par l'ingestion de fortes quantités de sang , est rendue possible par certaines dispositions particulières qui sont différentes suivant qu'il s'agit de jeunes larves , de nymphes ou d'adultes .

Des exemples de réplétion sont donnés par les figures a .9 et a . 10 .

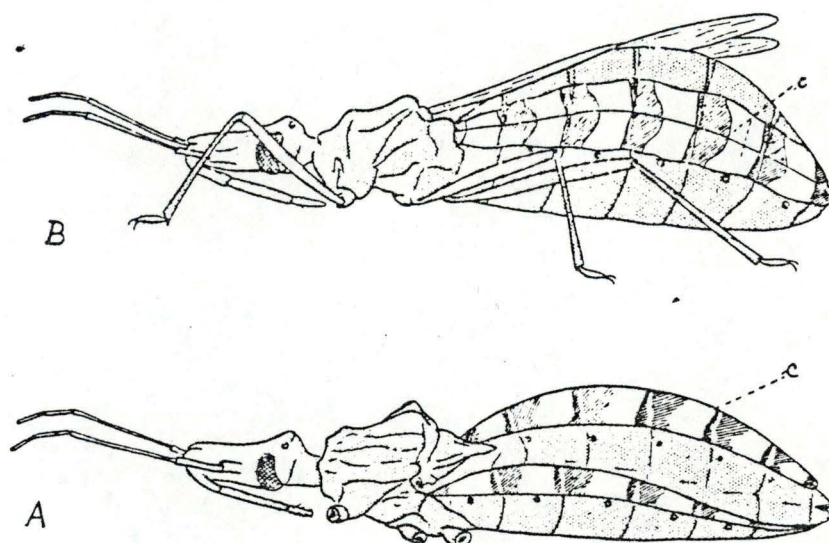
La réplétion alimentaire atteint un degré surprenant . Par exemple , les larves de *Rhodnius prolixus* peuvent absorber en quelques minutes dix à douze fois leur poids .

(NICOLLE , P., et GRENIER , P ., 1942) .

Cette énorme quantité est demandée pour assurer l'évolution complète , la fécondation et la ponte d'oeufs fertiles . (CHAVIN , P., 1956 ; LWOFF , M. et NICOLLE , P . , 1945 ; NICOLLE , P. et GRENIER , P., 1942 ; WIGGLESWORTH , V.B., 1956) .

Une fois gorgées complètement de sang , les larves ne se nourrissent plus jusqu'à leur prochaine mue . (MADDRELL , S.H.P., 1963) .

Le repas dure de quelques minutes à 1/2 heure . (BRUMPT , E., 1949) .



A) *Triatoma infestans* ♀ : insecte à jeun, ailes enlevées; c, connexivum.
 B) Insecte gorgé, vu de profil.

Fig . a . 9 : Adulte de *Triatoma infestans* gorgé de sang : (d'après NICOLLE , P. et
 GRENIER , P. , 1942).

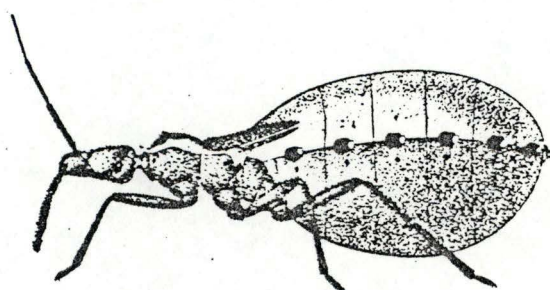


Fig . a . 10 : larve de *Triatoma megista* gorgée de sang : (d'après BRUMPT , E. , 1949).

– Préférence pour l'hôte :

L'alimentation sanguine se fait normalement chez l'hôte vertébré le plus proche . Mais il existe un taux élevé d'alimentation en source mixte , ceci indique un échange fréquent d'hôtes . Il semblerait que pour le triatome , la proximité de l'hôte soit plus importante que le type d'hôte. (NICOLLE , P. et MATHIS , M., 1941) .

– Habitude de déféquer :

L'habitude de déféquer après le repas est d'une importance capitale pour la transmission du *T. cruzi* , puisque c'est de ces déjections que sont transférées les formes infectieuses du protozoaire vers un nouvel hôte .

Le temps de défécation suite à l'acte hématophagique varie selon les espèces qui deviennent de plus ou moins importants vecteurs . (DIAS , J.C.P., 1965 ; DIAS , J.C.P. et LÉAO , A.E.A., 1967 ; JADIN , J.M. , 1980 ; SHERLOCK , A. , 1979 ; ZELEDON , R. et al ., 1970) .

– Cannibalisme , prédation et coprophagie :

Malgré l'hématophagisme obligatoire , on a observé le cannibalisme , la prédation et la coprophagie .

La prédation s'effectue sur quelques espèces d'insectes et d'arachnides comme les scorpions et les araignées ... (BRUMPT , E., 1914; NICOLLE , P. , 1941 ; MARINKELLE , C.J., 1965 ; RYCKMAN , R.E., 1951 ; SHERLOCK , A., 1979) .

Le cannibalisme n'a été observé qu'en laboratoire avec des nymphes affamées dont la seule alternative de s'alimenter était le cannibalisme . (LUZ , E. et BORDA , M.A., 1968/1969 ; SHERLOCK , A ., 1979) .

Il est surtout fréquent chez les jeunes larves écloses depuis quelques semaines . Cette aptitude au cannibalisme diminue avec l'âge .

L'animal sugé ne semble pas souffrir de ce traitement . (BRUMPT , E., 1914) .

La coprophagie a surtout été observée dans le genre *Rhodnius* . Peu de temps après avoir éliminé leurs déjections noires ou hyalines , les *Rhodnius* se dirigent vers elles et les aspirent complètement . Ceci montre la possibilité pour les *Rhodnius* de s'infecter par les déjections d'insectes renfermant des Flagellés . (BRUMPT , E., 1914) .

Le cannibalisme et la coprophagie peuvent donc permettre à des insectes n'ayant pas sucé de vertébré parasité de contracter une infection en dehors de ce dernier . (BRUMPT , E., 1914) .

– Capacités de jeûne :

Malgré leur capacité d'ingérer de grandes quantités d'aliments , qui dans la plus grande partie des cas sont supérieures à leur poids , ces Hémiptères peuvent supporter le jeûne pour un temps prolongé . Ceci étant un facteur de grande importance pour échapper à l'action des insecticides aspergés sur les murs . (SHERLOCK , I.A., 1975 ; SHERLOCK , I.A. et MUNIZ , T.M., 1975) .

A.2.6.5 Habitat :

Les triatomines sont des insectes primitivement sauvages . Ils s'adaptent secondairement aux milieux artificiels , mais la majorité conserve leur habitat primitif , vivant dans des milieux naturels .

Baretto et Zeledon ont classé les Triatominés en six catégories : (BARETTO , M.P., ZELEDON , R., 1972 ; ZELEDON , R., 1974) :

1. Triatominés typiquement sauvages :

Ce groupe inclu les espèces que l'on rencontre exclusivement en milieu sauvage et la forme adulte ne va jamais dans l'habitation humaine ni ses dépendances .

2. Triatominés sauvages dont les adultes envahissent les milieux artificiels :

Ce groupe inclu les espèces essentiellement sauvages mais dont les adultes , plus ou moins fréquemment , envahissent les habitations humaines et leurs dépendances .

3. Triatominés sauvages qui pénètrent dans les milieux artificiels et sont à l'origine de petites colonies :

Ce groupe inclu les Triatominés en phase initiale d'adaptation aux milieux artificiels , formant de petites colonies dans les annexes du domicile et , mais rarement , dans celui - ci.

4. Triatominés qui colonisent indifféremment les milieux naturels et artificiels :

Cette catégorie inclu un nombre d'espèces , qui s'adaptent plus ou moins à l'habitation humaine et à ses dépendances , ils se rencontrent dans de multiples et différents milieux naturels .

5. Triatominés adaptés aux milieux artificiels mais avec des foyers résiduels sauvages .

6. Triatominés complètement domiciliés .

(BARETTO , M.P., 1979 ; SHERLOCK , A., 1979) .

Les habitats sauvages sont : les " Broméliacées " , les palmiers , les nids d'oiseaux , les trous dans le sol , les troncs d'arbre , les feuilles séchées , les terriers d'animaux sauvages ... , toujours à proximité de l'hôte vertébré duquel ils sucent le sang .

Les espèces domiciliées vivent dans les maisons , où ils préfèrent les endroits très sombres , tels que les fissures dans les murs, les murs de paille ou de terre battue , les plafonds de paille, les matelas , ...

Mais ils envahissent également les dépendances du domicile , tel que poulailler , clapier , bergerie ... , et les murs de pierre et de bois qui clôturent la maison , et d'où ils peuvent être attirés par la lumière vers l'intérieur du domicile . (BORDA , M.R.P., 1979 ; BRUMPT , E., 1949 ; SHERLOCK , A., 1979) .

A . 2 . 6 . 6 Dispersion géographique :

L'aire de distribution des triatomes va du 40 ° 51 degré de latitude nord , dans l'état de l'Illinois , E.U.A. , où le *Triatoma sanguisuga* est rencontré , jusqu'au 45 ° degré de latitude sud , dans la province du Chubut , en Argentine , où l'on a signalé la présence de *Triatoma patagonica* et du *Triatoma infestans* .

On les retrouve depuis le niveau de la mer jusque 3600 m. d'altitude en Bolivie .

Une seule espèce est cosmopolite : *Triatoma rubrofasciata* .

(BARETTO , M.P., 1979 ; BRUMPT , E. , 1949) .

A . 2 . 6 . 7 Description de quelques espèces de Réduviidés :

- *Reduvius personatus* L. :

Il fait partie des Réduviinés , c'est donc un prédateur, mais il est hématophage lors de jeûne prolongé.

Il a une longueur de 16 à 17 mm . Sa couleur varie du noir au brun chocolat .

Il se nourrit de divers insectes et ne pique l'homme que pour se défendre occasionnant alors , une vive douleur , ainsi que FABRE l'a très bien décrit dans ses Mémoires Entomologiques .

On le nomme également *Réduve masqué* car ses larves et ses nymphes se couvrent de débris afin de se dissimuler.

On le retrouve , en , Afrique , en Amérique et en Europe où VILLIERS (1977) dit qu'il est commun en France dans les trous des arbres et les habitations vétustes .JADIN ,J.M. en a récolté à Bruxelles , à l'avenue Plasky en 1977 et au Limbourg en 1981 et en 1984 .

Un spécimen de la sous-famille des Réduviinés est représenté sur la figure a.11.



Fig.a.11 : Platymeris sp.

– Rhodnius prolixus . Stal . 1859 :

Son nom commun est kissing bug . (SINGH , P. et MOORE , R.F., 1985) .

C'est un hématophage. Il est considéré comme étant l'espèce la plus commune et comme principal vecteur en Colombie et au Venezuela .

Son pourcentage d'infection varie autour de 80 % . (SHERLOCK , A., 1979) .

Description externe :

Il possède une longueur de 18 à 19 mm . , une couleur brune . Les antennes sont implantées assez loin des yeux . Sa tête est très longue et grêle et son corps est allongé .

Cycle de vie :

Les oeufs sont couverts d'une substance mucilagineuse qui permet à l'insecte de les déposer n'importe où . Ces oeufs sont rose clair au départ et foncent par la suite ; ovales avec une opercule par où sort la larve . Une fois vide , ils sont blancs . (IRIARTE , D.R., 1983) .

La forme de l'oeuf est donnée à la figure a .12.

Le temps d'incubation varie de 14 à 20 jours avec une moyenne de deux semaines .

Les larves sont longues de corps et de pattes , voraces et agiles .

(BRUMPT , E., 1949 ; IRIARTE , D.R., 1983 ; SHERLOCK , A., 1979) .

L'élevage peut se faire à des températures variant de 16 à 34 ° C car les éclosions sont constantes dans cet intervalle . (GOMEZ -- NUNEZ , J.C., 1964) .

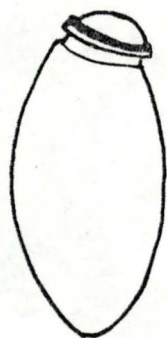


Fig . a . 12 : oeuf de *Rhodnius prolixus* : (d'après GALLIARD , H., 1935) .

Distribution :

La patrie de cette espèce est le nord de l'Amérique du sud . Son foyer le plus ancien est El Salvador .

On le rencontre surtout au Venezuela , en Colombie , en Guyanne , en Amazonie et jusqu'au Mexique .

On peut le rencontrer à une altitude variant de 0 à 2700 m . au dessus du niveau de la mer .

Mais le plus souvent , on le trouve entre 400 et 600 m. d'altitude .

(BRUMPT , E., 1949 ; SHERLOCK , A. , 1979) .

Habitat :

Dans le milieu sauvage , il vit dans les palmiers , les creux des arbres , les terriers de Tatous et de rongeurs .

Mais la densité la plus élevée est située à l'intérieur des maisons , dans les murs près des lits , dans les toitures de paille . (SHERLOCK , A., 1979 ; BRUMPT , E., 1949) .

Ce genre est repris à la figure a.13.



Fig. a.13 : *Rhodnius prolixus* Stal, 1859.

– *Triatoma infestans* Klug, 1834 :

Il est hématophage . Il est considéré comme le principale vecteur en Bolivie et une grande partie de l'Amérique du sud . (SHERLOCK , A., 1979 ; BORDA , M.R.P., **1979**) .

Description externe :

Il possède une tête aussi longue que le thorax et l'insertion des antennes est très proche des yeux . (BRUMPT , E., 1949) .

Il a une longueur de 25 à 30 mm pour les femelles et de 20 à 26 mm pour les mâles . Il est de couleur noir terne ou légèrement brillant . Le conxivum est noir et chaque segment présente de grandes raies jaunes . (BORDA , M.R.P., **1979**) .

Cycle de vie :

Les oeufs sont déposés au hasard et sont libres de substance collante . Ils sont de couleur blanche au départ et tournent au rose à mesure que l'embryon se développe . Ils possèdent un opercule sur l'extrémité la plus large , par où sort la larve . (BORDA , M.R.P., **1979**) .

La forme de ces oeufs est reprise à la figure a. 14 .

Le temps d'incubation est de plus ou moins 35 jours .

Les larves ont une tête robuste et les pattes rayées .

La durée du cycle complet varie de 180 jours (BORDA , M.R.P., **1979**) à plus de 15 mois (BRUMPT , E., 1949) .

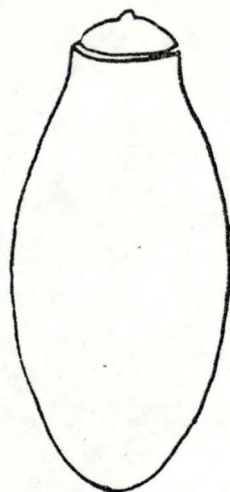


Fig. a. 14 : œufs de *Triatoma infestans* : (d'après GALLIARD , H., 1935) .

Distribution :

Cette espèce domine au sud du Brésil . Sa ditribution va du sud du Brésil au sud de l'Argentine. On la trouve à une altitude de 1000 m . au Brésil et de plus de 3600 m . en Bolivie . (SHERLOCK , A., 1979) .

Habitat :

C'est une espèce extrêmement bien adaptée à l'habitation humaine et ses dépendances , avec des foyers résiduels sauvages . (BARETTO , M.P., 1979) .

Dans la maison , on la trouve surtout dans les fissures des murs fabriqués de boue sèche mais elle a une répartition excessivement variée . (SHERLOCK , A., 1979) .

En milieu sauvage , on la trouve dans les troncs d'arbres , les terriers de rongeurs , les nids d'oiseaux mais on la voit très peu dans les palmiers . (BARETTO , M.P., 1979) .

Cet insecte est représenté à la figure a.15.



Fig. a.15 : *Triatoma infestans* Klug , 1834.

– *Dipetalogaster maximus* , Uhler , 1894 :

Description externe :

C'est l'espèce la plus grande , elle a une longueur de 42 mm et peut atteindre 5 cm.
Cet insecte est de couleur noire avec un conexivum rouge .

Cycle de vie :

Le temps d'incubation est de 30 à 40 jours . (SHERLOCK , A., 1979) .
Les larves sont très grandes et de couleur noire .

Distribution :

On le retrouve au nord de l'Amérique et en Amérique centrale , mais surtout au Nouveau Mexique . (SHERLOCK , A., 1979) .

Habitat :

C'est une espèce exclusivement sauvage . Elle se nourrit fréquemment sur des reptiles .
Elle vit dans des trous de pierre . (BARETTO , M. P., 1979)

Cet insecte est représenté à la figure a.16.

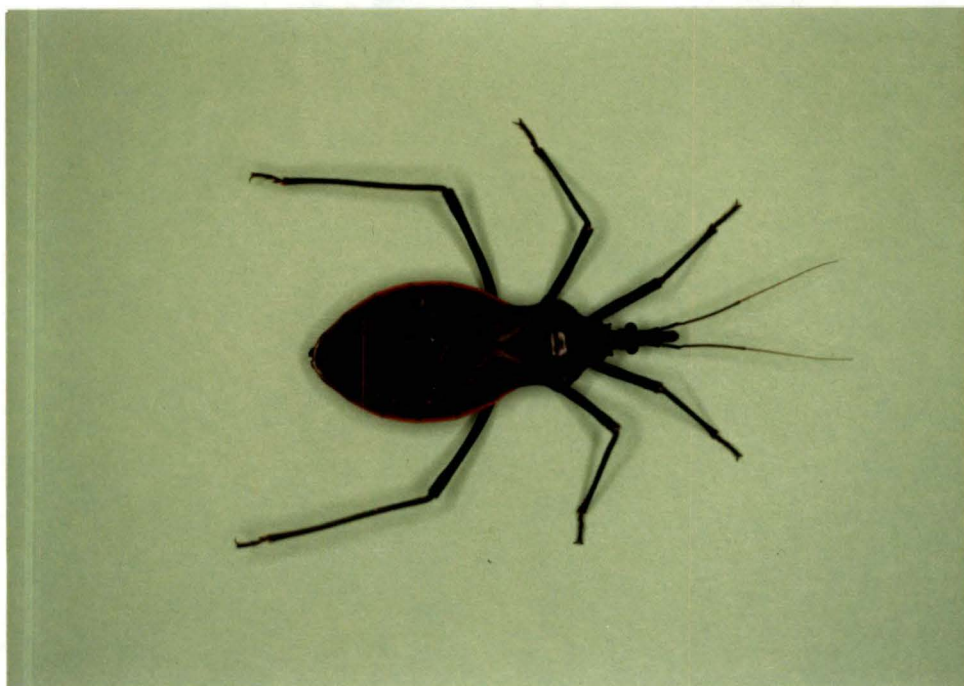


Fig. a.16 : *Dipetalogaster maximus* Uhler, 1894.

B. But du mémoire :

Nous avons considéré le fait qu'il y a plusieurs siècles , lors de la traite des esclaves importés d'Afrique aux Amériques , nombre d'entre eux ont voyagé malgré une maladie du sommeil à *T.b.gambiense*.

Dans le même contexte , de gros mammifères domestiques infestés de *T.evansi* ont été transporté par bateau d'Afrique en Amérique.

Avant leur embarquement , les négriers recherchaient par la palpation des ganglions , si les esclaves étaient ou non porteurs des seuls signes cliniques initiaux connus à l'époque de la Maladie du sommeil. Seuls les esclaves non porteurs de gros ganglions étaient admis au voyage.

En fait la maladie du sommeil à *T.gambiense* n'est mortelle qu'après un an à un an et demi voir après deux ans. Il est donc certain que de nombreux patients atteints de la maladie du sommeil ont été importés aux Amériques.

Curieusement cette affection ne s'y est pas établie alors qu'une autre trypanosomose des gros mammifères et très proche , celle due à *T.evansi* également transmise par des glossines, s'est établie en Amérique du sud.

Ce qui peut paraître paradoxal , c'est le fait qu'en Amérique du sud existe une affection humaine à trypanosomes due à *T.cruzi* et qui porte le nom de Maladie de Chagas.

Des tsé - tsé ont existé jadis en Amérique , on en connaît des fossiles , mais elles sont actuellement disparues.

T.cruzi est transmis par des Hémiptères hématophages du groupe des Triatominae qui peuvent héberger d'autres Trypanosomidae ; SCHAUB , G.A. (1986) vient de publier une belle étude à ce sujet à propos de *Blastocrithidia triatomae* .

Notre but (illustré par la figure b.m.) est de chercher à démontrer l'existence d'un rôle hypothétique de vecteur des Triatominae dans la transmission du *Trypanosoma brucei brucei* .

Nous voulions voir si le triatome , vecteur du *Trypanosoma cruzi* , est capable de transmettre le *Trypanosoma brucei brucei* dont le vecteur - type bien connu est la mouche tsé - tsé.

Pour ce faire , nous étudions en microscopie optique , conventionnelle et balayage , l'intestin de ces Triatominae infestés de *T.brucei brucei* et nous essayons de mettre en évidence un mode éventuel de transmission afin de l'étudier.

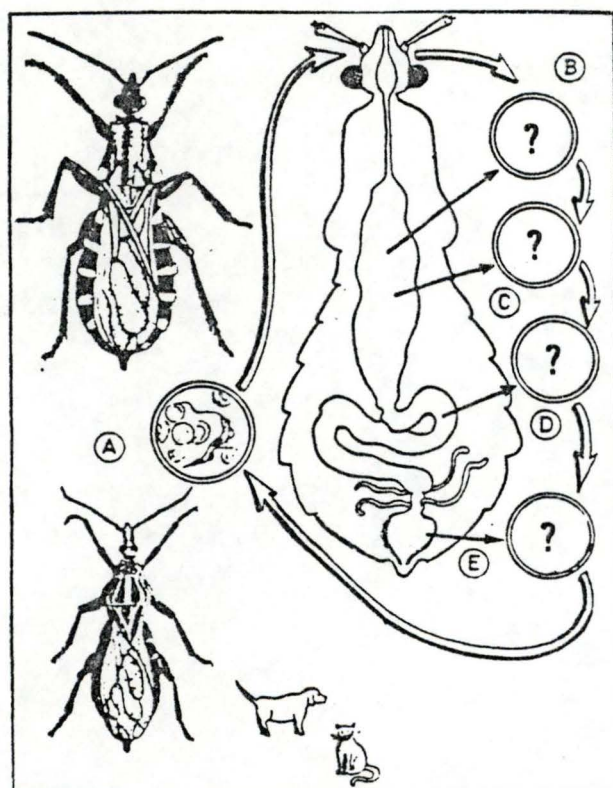


Fig. b.m:

Cette figure montre d'une part la recherche d'une transmission éventuelle et d'autre part, la recherche du cycle de transmission.

CHAPITRE I. MATERIEL ET METHODE

1.1 Souche de trypanosomes :

1.1.1 Souche:

Nous avons utilisé la souche de *Trypanosoma brucei brucei* (Plimmer et Bradford, 1899) LUMP 127 (LUMP=Liverpool University Medical Protozoology) isolée en Afrique Orientale il y a près de vingt ans et est maintenue actuellement par passages mécaniques sur rongeurs (rats WISTAR et souris NMRI). Cette souche est devenue très pathogène et cause la mort du rongeur en 3 à 4 jours.

1.1.2 Passages mecaniques:

Injection intrapéritonéale de sang de souris infestée dilué dans du PBS (Phosphate Buffer Saline) à pH 7,4.

Solution A: 21,25 gr de $\text{Na H}_2 \text{PO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$ (PM:137,99) pour 1000 ml d' H_2O .

Solution B: 18,30 gr de $\text{Na}_2 \text{H PO}_4 \cdot 2 \text{H}_2\text{O}$ (PM:177,99) pour 1000 ml d' H_2O .

Ces deux solutions sont mélangées dans les proportions suivantes:

1,36 volume de solution A et 8,64 volumes de solutions B.

(Lumsden et Coll. 1973)

1.2 Triatomes :

Les triatomes utilisés appartiennent aux trois genres suivants:

- *Rhodnius prolixus*, Stal, 1859.
- *Triatoma infestans*, Klug, 1834.
- *Dipetalogaster maximus*, Uhler, 1894.

Ils proviennent de l'insectarium du Département de Médecine Tropicale d'Anvers (Prof. M.WERY et D.LE RAY).

Nous travaillons de préférence sur les larves, les adultes étant conservés pour la reproduction.

1.2.1 Elevage des insectes :

Ces insectes sont placés dans des bocaux à large goulot. Le nombre maximum d'individus adultes et nymphes des troisième, quatrième et cinquième stades, par bocal, est de 10.

Le nombre de larves des premiers et deuxièmes stades, par bocal, est plus élevé.

Ces bocaux sont garnis de papiers pliés en accordéon comme support pour l'insecte. Ils sont maintenus dans une atmosphère humide et dans l'obscurité. La température ambiante est de 23°C, la journée, et de 19–20°C, la nuit.

Ceci est repris sur la figure b 1 et les figures b 2, b 3 et b 4.

1.2.2 Nutrition des insectes :

Les insectes sont nourris tous les sept jours sur de jeunes rats de quelques heures à un ou deux jours.

Ces jeunes rats sont placés directement dans les bocaux.

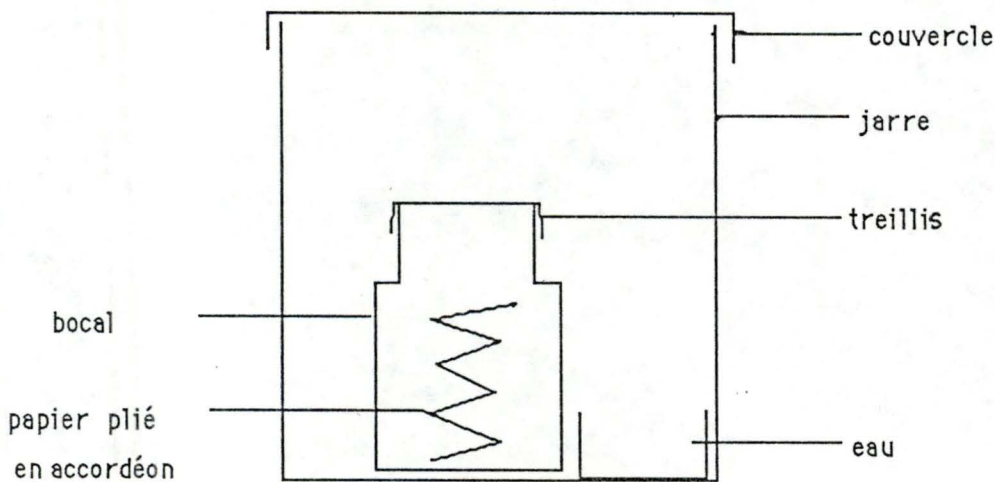


Fig. b.1 :



Fig. b.2 :



Fig. b.3 ; Elevage des oeufs de *Rhodnius prolixus* .

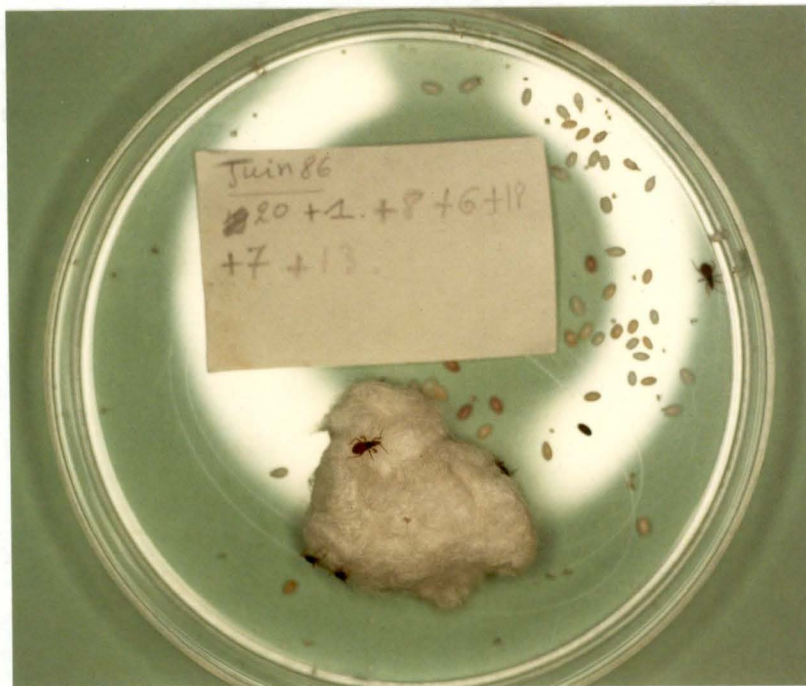


Fig. b.4 : Elevage des oeufs de *Triatoma infestans*.

1.2.3 Infestation :

Pour infester les triatomes, nous injectons du sang trypanosé à un rat WISTAR. Ce rat est sacrifié au bout de quatre jours d'infestation.

– Recueillir le sang de ce rat dans un milieu contenant de l'héparine et du PSG (Phosphate Buffer Saline - Glucose) à pH 8.

a. Solution mère dite PS (Phosphate Buffer Saline).

$\text{Na}_2\text{PO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ (PM.:177,99) : 16,9gr.

$\text{Na H}_2\text{PO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$ (PM.: 139,99): 0,7gr.

NaCl (PM.: 58,44):4,25gr.

H_2O bidistillée : 1000ml.

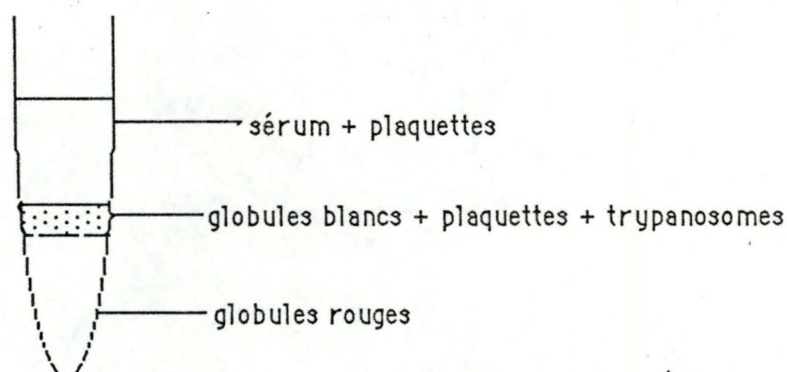
b. Solution PSG

On dilue 6 volumes de la solution PS avec 4 volumes d' H_2O bidistillée et on ajoute 1% de glucose afin de maintenir l'osmolarité.

On obtient de la sorte une solution de pH 8 et de force ionique = 0,217.

–Centrifuger à 2500 tours / minute durant 20 minutes à 4°C.

La répartition obtenue est la suivante:



– Reprendre l'interface (fraction : globules blancs + plaquettes + trypanosomes) à l'aide d'une pipette Pasteur.

–Le nombre de trypanosomes injectés est calculé à l'aide de la cellule de Burker ; nous avons l'habitude d'obtenir une solution de l'ordre de 100 millions de trypanosomes par 0,5 ml ; cette solution très riche en trypanosomes est réinjectée à de jeunes rats âgés de quelques heures à un ou deux jours, à raison de 0,5 ml / rat.

–Ces jeunes rats sont placés dans les bocalx 24 heures après l'injection .

1.3 Microscopie :

1.3.1 Microscopie optique :

Nous avons utilisé un microscope ZEISS K.M.

Nous examinons les frottis de sang et de déjection des insectes, fixés préalablement au méthanol et colorés au Giemsa.

– Recherche de formes infectieuses dans les déjections de Triatomines :

On prélève les déjections à l'aide d'une pipette Pasteur . On dilue dans 1 ml de P.B.S. ou de NaCl , et on injecte ce ml à une souris ou à un microtus .

Par la suite , on effectue des frottis quelques jours (de 2 à 21 jours) après l'injection.

1.3.2 Microscopie électronique à balayage :

Le microscope utilisé est le JEOL J.S.M. 35 , sous une différence de potentiel de 35 kv.

– Fixation :

Liquide fixateur : Glutaraldéhyde 2,5 % (2,5 ml / 100 ml) dans du tampon Acétate Véronal Ca ++ Mg ⁵⁺ (97,5 ml / 100 ml) et une pincée de sucrose (saccharose).

On effectue deux petites incisions de façon à séparer le thorax de l'abdomen, le tout étant placé dans le liquide fixateur. On extrait le tube digestif et celui-ci reste dans le liquide fixateur plus ou moins 24 heures.

On lave deux fois 20 minutes dans le tampon.

– Déshydratation à l'acétone :

On laisse l'échantillon dans l'acétone à 25 % durant quelques heures

50%	"	"	"
75%	"	"	"
100%	"	"	"

– Point critique :

Il s'effectue avec l'appareil à CO₂

– Ombrage :

Par sputtering à l'aide d'un appareil Balzers.

Il existe un autre fixateur pouvant être utilisé: le mélange de Parduz:

OsO₄ 2 % et Hg₂Cl₂ 2 % .

Il existe également un autre mode de déshydratation :

= la déshydratation par l'alcool:25 ,50,75,100 %.

Ensuite on utilise soit l'acétone soit le mélange suivant : Acétate d' isoamyle (1/2) – Alcool (1/2). Pour l'étape suivante ,on utilise l'Acétate d' isoamyle 100 % , deux bains de quelques jours.

Dans ce cas le point critique doit s'effectuer avec l'acétate d' isoamyle.

1.3.3 Microscopie électronique conventionnelle:

Nous avons utilisé le microscope : Philips E.M.301 sous une différence de potentiel de 60 kv.

– Fixation:

Le liquide fixateur: Glutaraldéhyde 2,5 % (2,5 ml / 100 ml) dans du tampon PO₄ 0,1 M à pH 7,2 (9,5 ml / 100 ml).

Tampon PO₄ 0,1 M :

A. Na H₂ PO₄ . H₂O (P.M.:138)

Sol. 1 M : 138gr / 1000 cc

0,1 M : 13,8gr / 1000 cc.

B. Na₂ H PO₄ . 2 H₂O (P.M.: 178)

Sol. 1 M : 178gr / 1000 cc

0,1 M : 17,8gr / 1000 cc.

On prend 140 cc de la solution A à laquelle on ajoute x volume de la solution B jusqu'à obtention d'une solution à pH 7,2 .

L'échantillon reste dans ce liquide fixateur durant deux heures trente.

– Lavage:

On effectue trois lavages de quinze minutes dans du tampon PO₄ 0,2 M à pH 7,2 .

– Second fixateur:

OsO₄ 1 % dans du tampon PO₄ 0,1 M durant une heure.

– Lavage:

Un lavage avec le tampon PO_4 0,2 M .

– Déshydratation:

Déshydratation à l'alcool: 50° dix minutes

70° " "

90° " "

100° " "

– Inclusion:

Dans l'époxyde de propylène: 4 fois 10 minutes.

Dans le mélange oxyde de propylène / épon: 2 fois 15 minutes.

Mise en plaquette.

Etuve à 37° durant 12 heures

45° durant 24 heures

60° durant 72 heures.

– Coloration:

Les semi-fines sont colorées au bleu de Toluidine.

Les ultra-fines sont colorées sur grille avec l'Acétate d'uranyl , selon MILLONIG (1961) à 2 % dans l'alcool 50° durant 20 minutes et au citrate de plomb , selon REYNOLDS (1963) durant 6 minutes.

CHAPITRE 2. RESULTATS

2.1 Transmission de type mécanique :

La transmission de type mécanique se fait dans la nature lorsqu'un insecte hématophage pique un individu infesté et aussitôt après pique un individu sain. Elle se réalise de façon dite " iatrogène " , lorsqu'une même aiguille est utilisée chez un patient infesté puis immédiatement après chez un patient sain.

Le point commun entre des pièces buccales souillées et une aiguille contaminée est que dans les deux cas , ces moyens utilisés pour la piqûre n'ont pas été nettoyés , ni même desséchés et que des trypanosomes sont toujours vivants en surface de ces instruments.

Les figures 2.1.1 à 2.1.7 montrent des trypanosomes disposés à la surface des pièces buccales de rostre de *Rhodnius prolixus* (Stal , 1859).

Les figures 2.1.8 à 2.1.11 offrent à considérer des trypanosomes disposés à la surface d'une aiguille à usage médical.

Ces deux séries d'illustration indiquent comment des trypanosomes peuvent être transmis mécaniquement sans qu'aucun cycle biologique ne survienne.

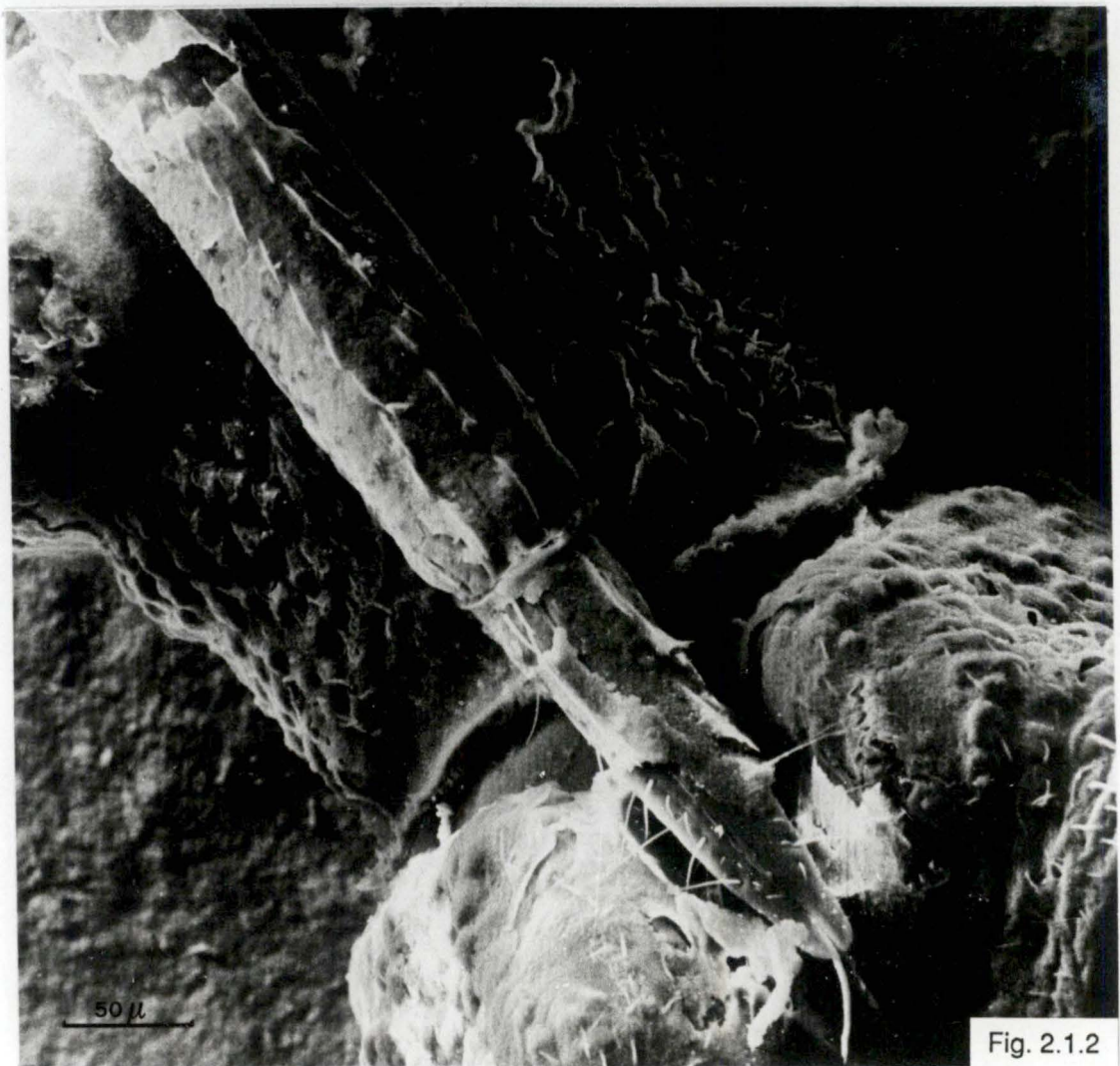
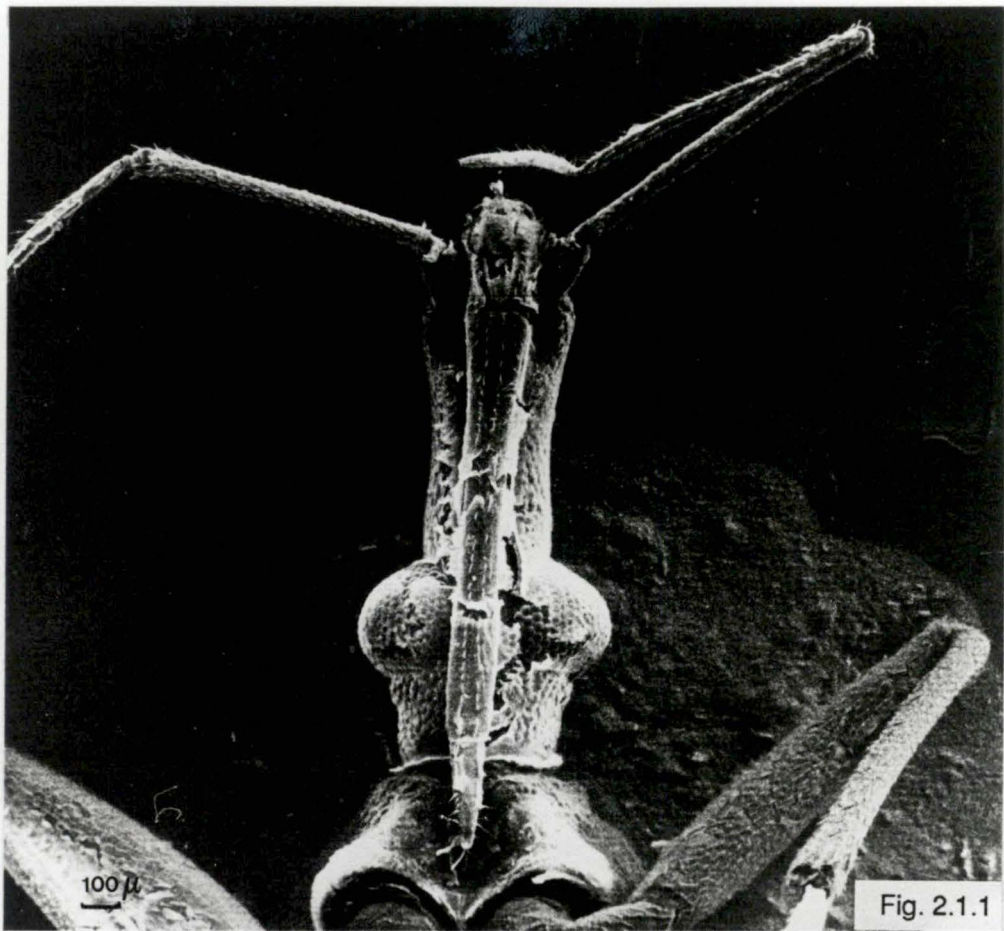


Fig. 2.1.1 et Fig. 2.1.2:

Rostre de *Rhodnius prolixus* (Stal, 1859), adulte, souillé par du sang infesté de *Trypanosoma brucei brucei*.

(Gross.: 44 x. et 348 x.)

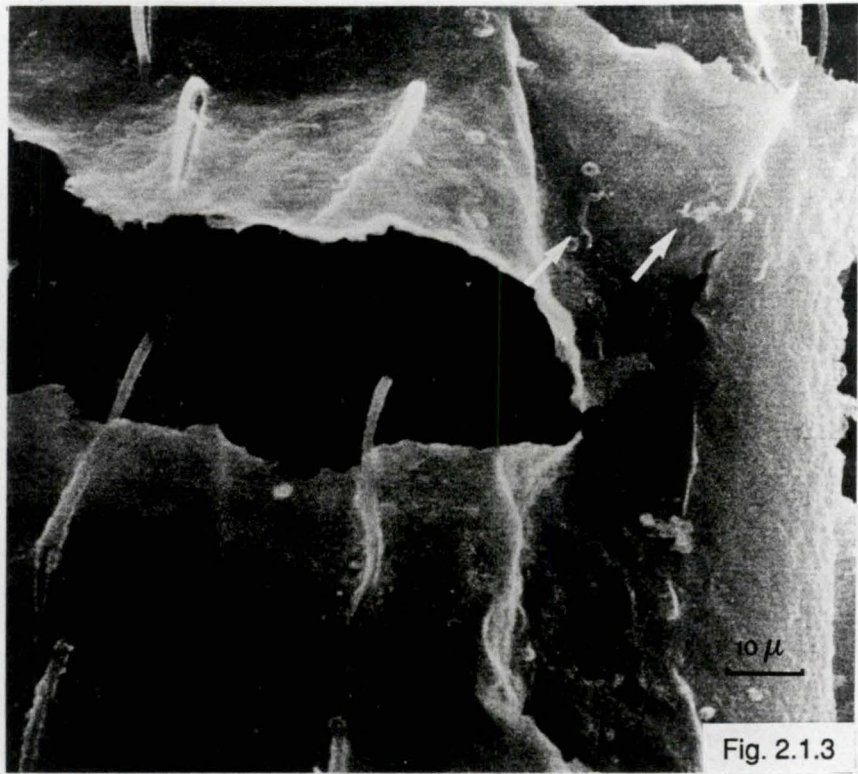


Fig. 2.1.3

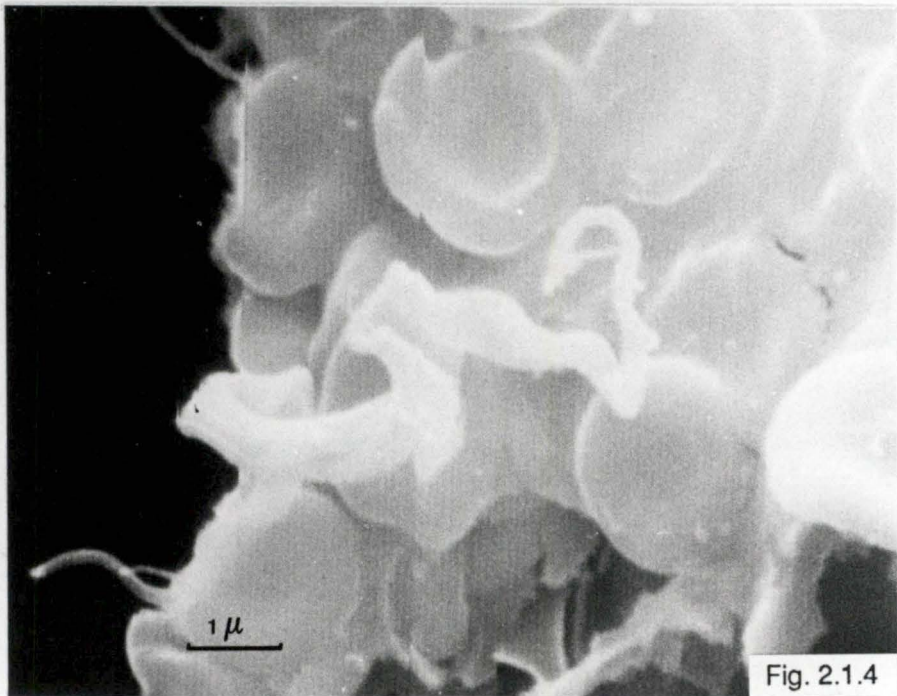


Fig. 2.1.4

Fig. 2.1.3 et Fig. 2.1.4:

Trypanosoma brucei brucei à la surface du rostre d'un *Rhodnius prolixus* (Stal, 1859), adulte
(Gross.: 800 x. et 12000 x.)

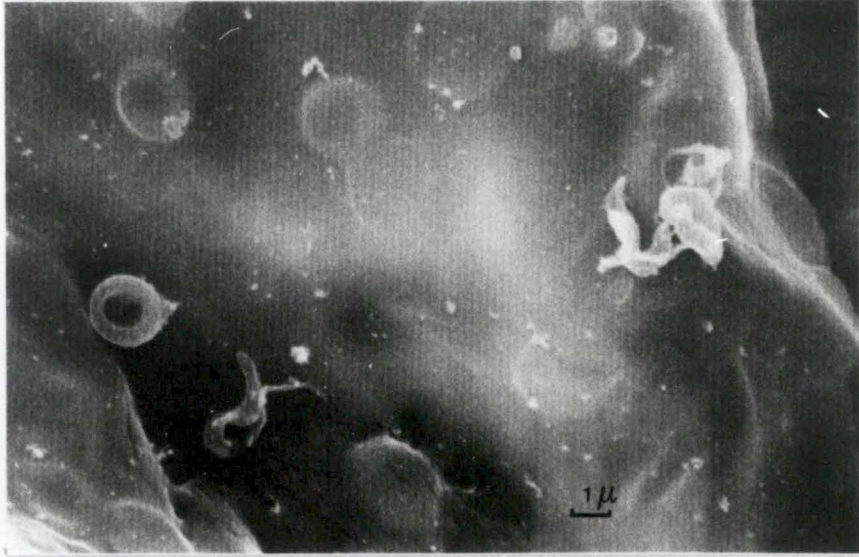


Fig. 2.1.5:

Trypanosoma brucei brucei (flèche) à la surface du rostre d'un *Rhodnius prolixus* (Stal, 1859), adulte.
(Gross.: 4800 x.)

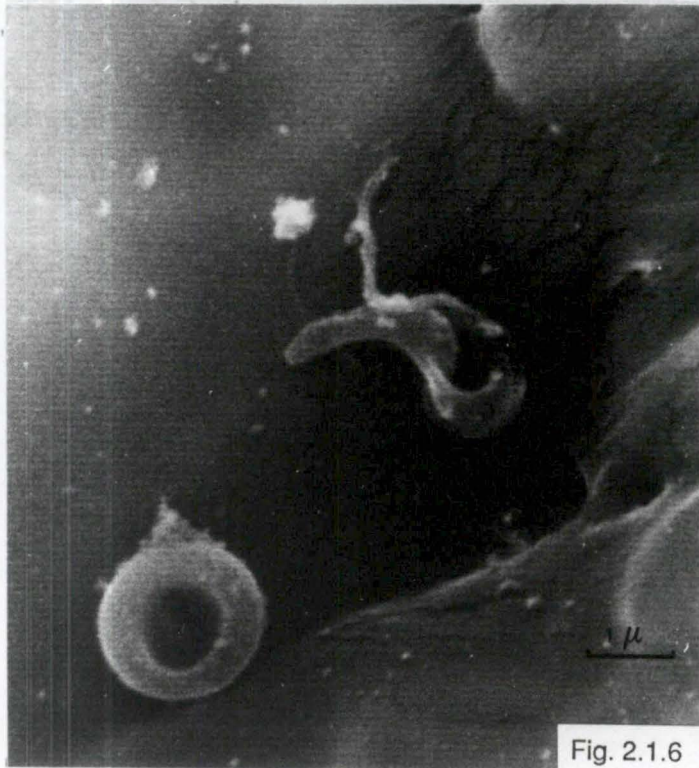


Fig. 2.1.6

Fig. 2.1.6:

Forme *slender* de *Trypanosoma brucei brucei* à la surface du rostre d'un *Rhodnius prolixus* (Stal, 1859), adulte.
(Gross.: 10800 x.)

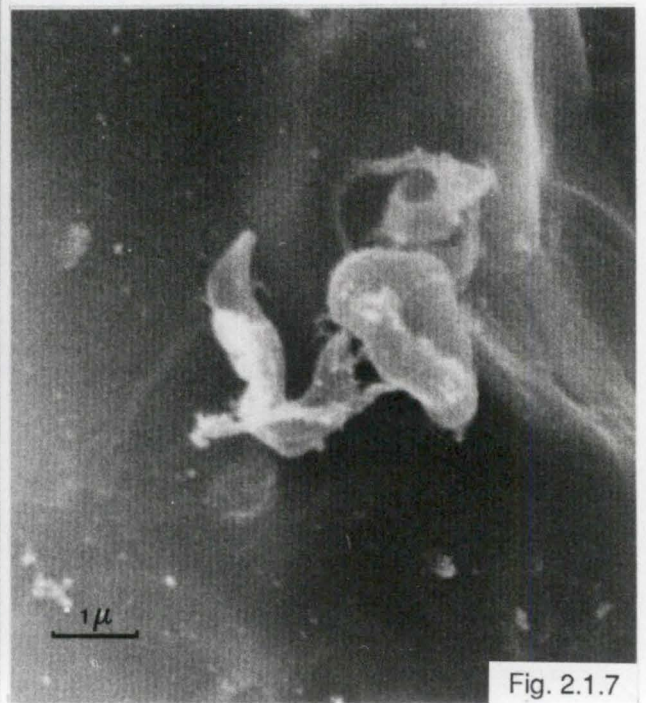


Fig. 2.1.7

Fig. 2.1.7:

Forme *stumpy* de *Trypanosoma brucei brucei* à la surface du rostre d'un *Rhodnius prolixus* (Stal, 1859), adulte.
(Gross.: 10800 x.)



Fig. 2.1.8

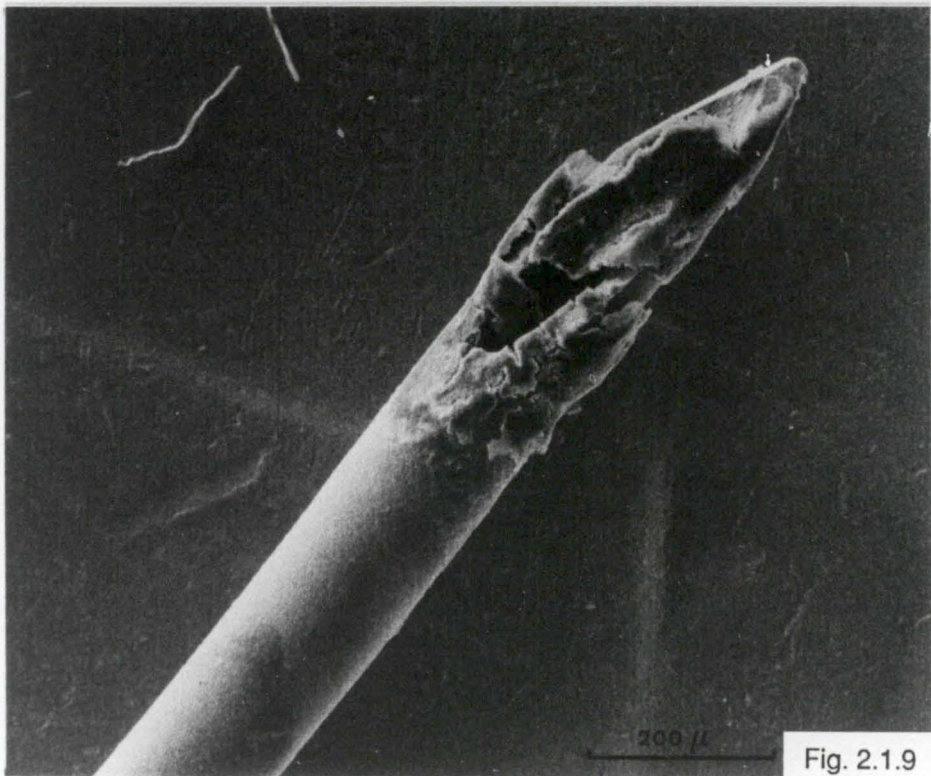


Fig. 2.1.9

Fig. 2.1.8 et Fig. 2.1.9 :

Aiguille de seringue souillée par du sang infesté de *Trypanosoma brucei brucei*.
(Gross.: 80 x. et 132 x.)

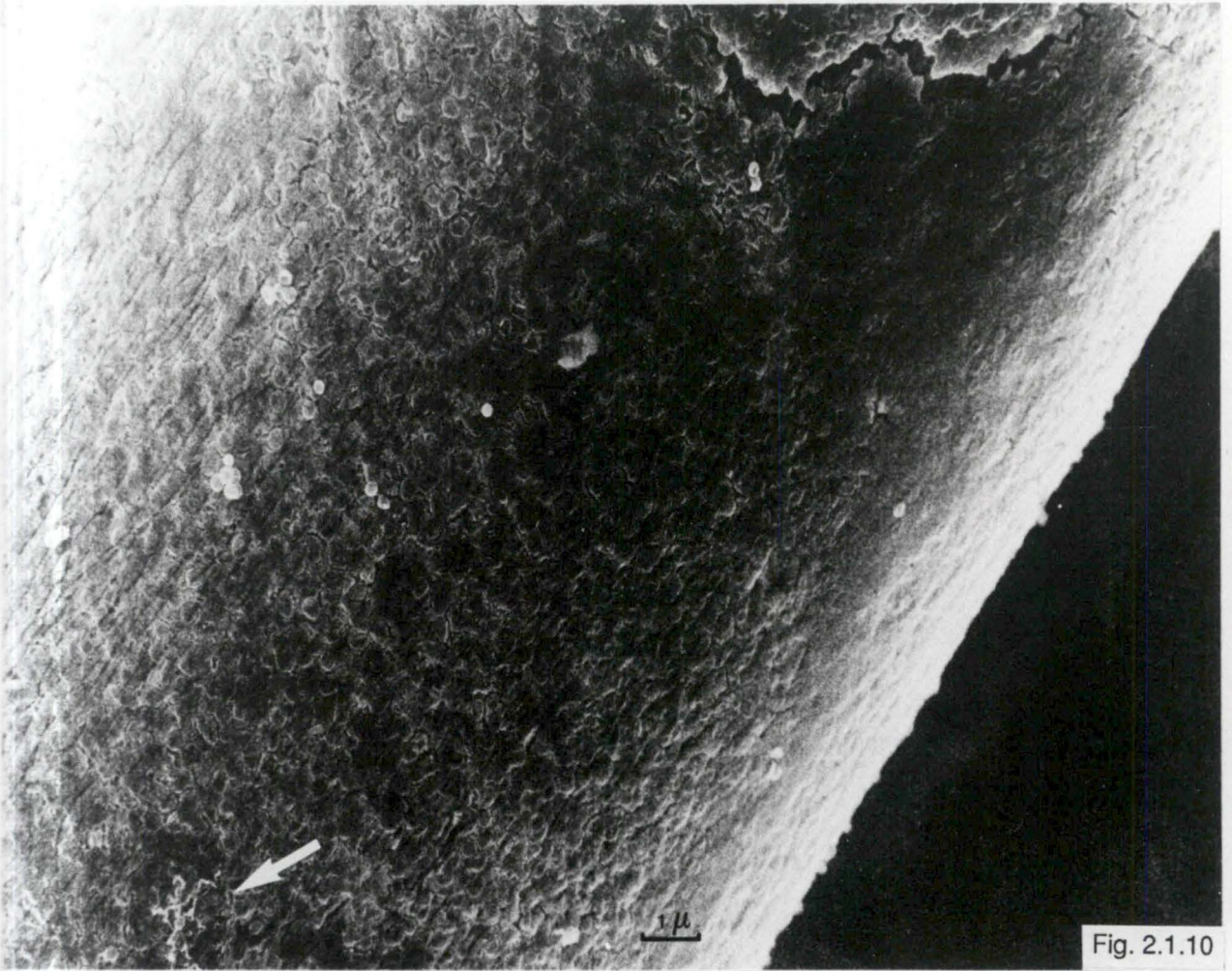


Fig. 2.1.10

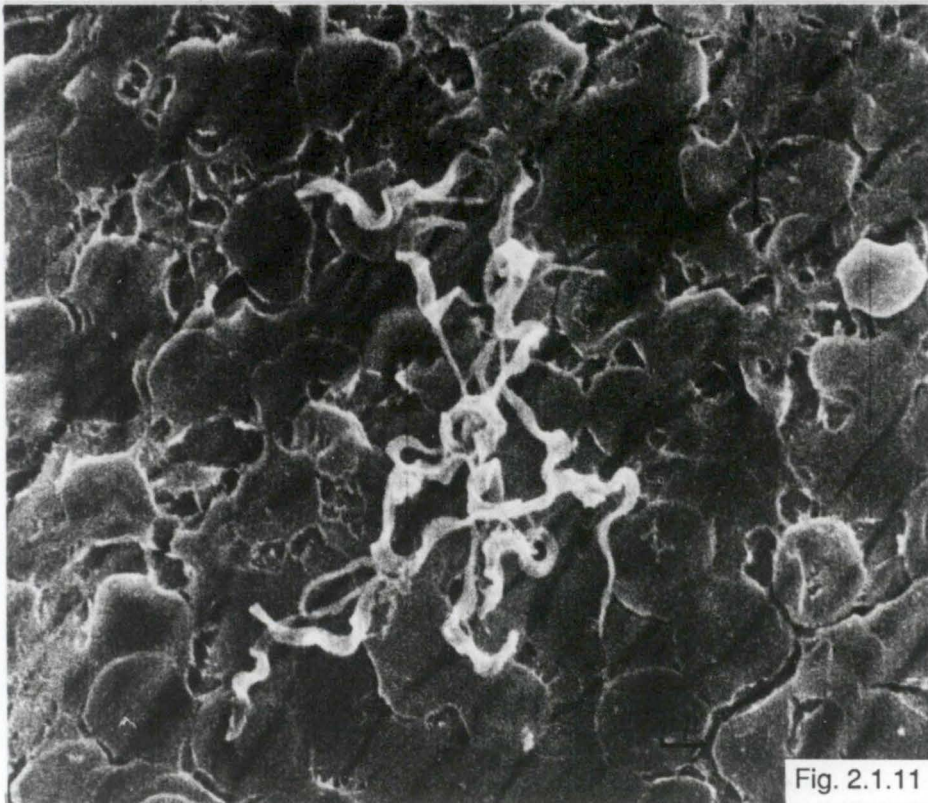


Fig. 2.1.11

Fig. 2.1.10 et Fig. 2.1.11:

Groupe de *Trypanosoma brucei brucei* (flèche) à la surface d'une aiguille souillée par du sang infesté de *Trypanosoma brucei brucei*.

(Gross.: 800 x. et 4800 x.)

2.2 Microscopie optique :

2.2.1 Recherche de formes infectieuses dans les déjections de Triatominés :

2.2.1.1 Recherche de formes trypomastigotes dans les déjections de Triatominés:

Nous effectuons des frottis de déjections recueillies à la suite d'un repas sanguin chez des souris infectées.

Les frottis fixés au méthanol sont colorés au Giemsa.

Aucune forme trypomastigote n'a été observée dans ces déjections. Des examens à frais , en microscopie en contraste de phase , de ces mêmes déjections sont aussi négatifs.

2.2.1.2 Recherche de formes infectieuses dans les déjections de Triatominés :

Des frottis de sang de souris injectées avec des déjections de Triatominés sont effectués de la manière expliquée au point 1.3.1 .

Dans ces frottis nous ne notons aucune présence de trypanosomes.

Les animaux injectés ne meurent pas ou meurent d'autres choses , notamment de vieillesse ou d'infection dûe à l'injection (nous remarquons , en effet , un taux de globules blancs très élevés .

Le pH des déjections et du tube digestif des Triatominés est de 6,8 - 7,4.

2.2.2 Coupes semi-fines du tube digestif de Triatominae vues en microscopie optique:

Sur ces coupes semi-fines le contenu de la lumière de la partie antérieure de l'intestin moyen contraste fort avec celui de l'intestin postérieur.

La figure 2.2.2.1 concerne la partie antérieure de l'intestin moyen et montre un agrégat de sang ingéré depuis 24 heures, lequel contient de façon encore bien identifiable tous les éléments figurés du sang.

Les figures 2.2.2.2 et 2.2.2.3 concernent des sections de l'intestin postérieur dans ses parties proximale et distale.

Le contenu de la lumière intestinale change complètement d'aspect. Dans la partie proximale, les cellules sanguines ne sont plus que faiblement identifiables et sont comme enrobées dans une substance amorphe; dans la partie distale, le processus digestif s'étant accentué, les cellules ne sont plus identifiables.

Il paraît intéressant de noter que jamais ni en microscopie optique, ni en microscopie électronique, nous n'avons vu de cellules propres au tube digestif des triatomes et à fort pouvoir phagocytaire, nous songeons à des cellules de type macrophage.

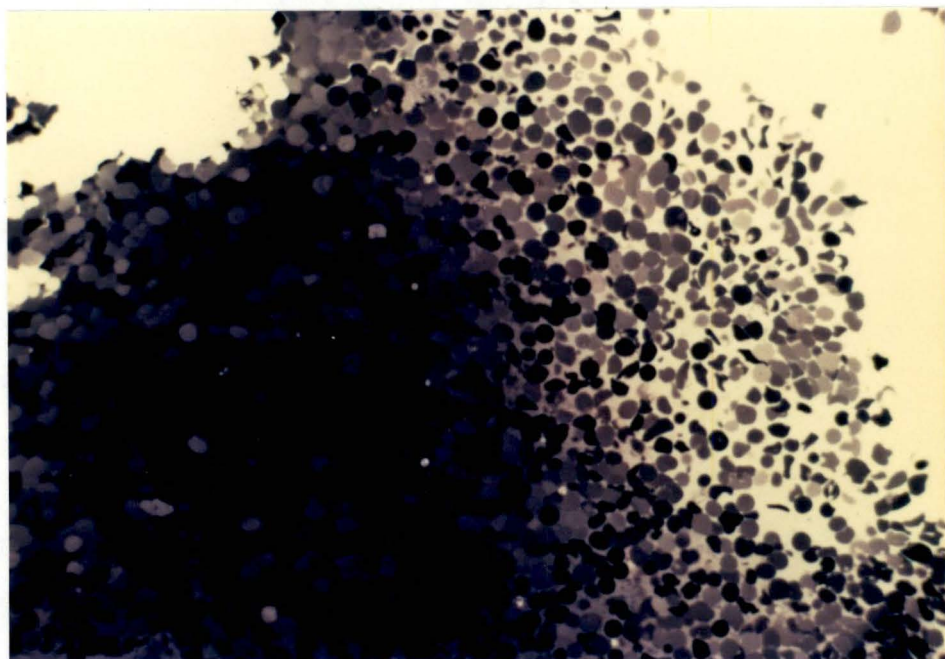


Fig. 2.2.2.1:

Contenu de la partie antérieure de l'intestin moyen de larve de *Dipetalogaster maximus* (Uhler, 1894), stade 2, disséquée un jour après le repas.
(Gross.: 25 x.)

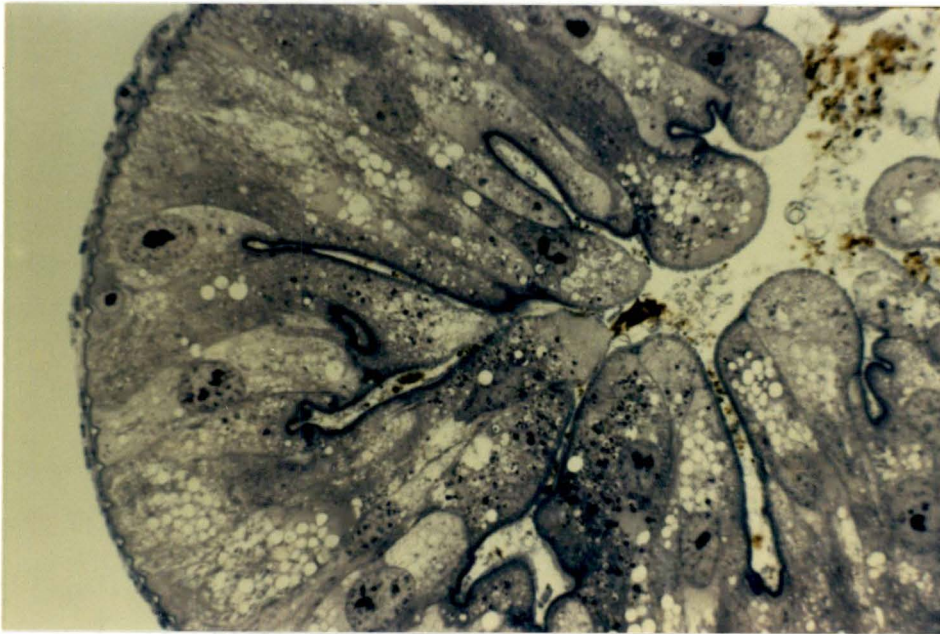


Fig. 2.2.2.2:

Section de la parois et de la lumière de la portion proximale de l'intestin postérieur de larve de *Dipetalogaster maximus* (Uhler, 1894), stade 2.
(Gross.: 40 x.)

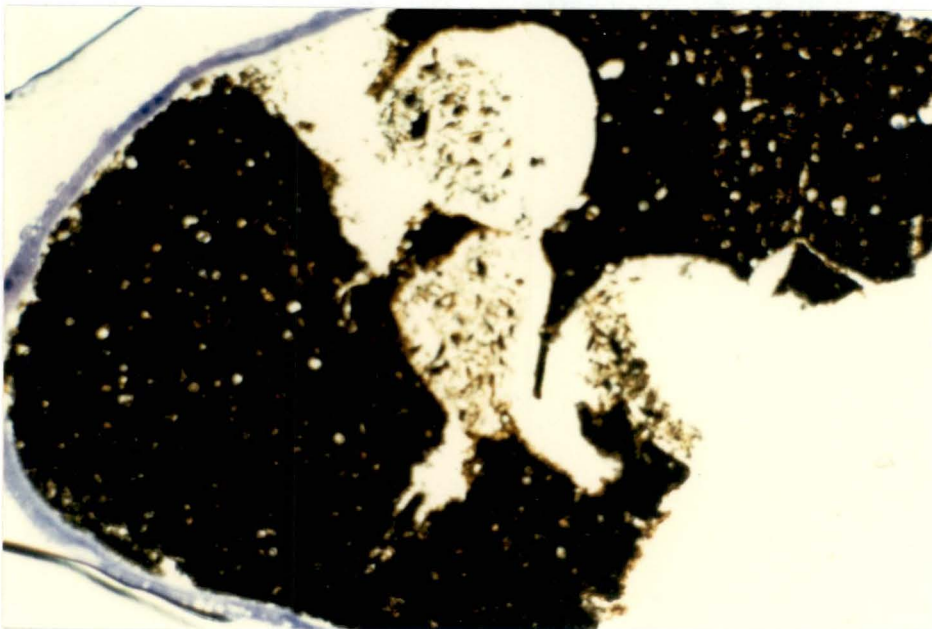


Fig. 2.2.2.3:

Section de la parois et de la lumière de la portion distale de l'intestin postérieur de larve de *Dipetalogaster maximus* (Uhler, 1894), stade 2.
(Gross.: 25 x.)

2.3 Examen en microscopie électronique conventionnelle :

Par les observations , en microscopie électronique conventionnelle , de l'intestin de Triatominae , nous avons obtenu les résultats suivants :

2.3.1 Partie antérieur de l'intestin moyen :

2.3.1.1 Immédiatement après le repas :

On observe la présence de trypanosomes normaux. On peut voir tous les éléments figurés: le noyau (Fig.2.3.1.1.1 a et b , 2.3.1.1.4 a et b , 2.3.1.1.6) ; le cinétoplaste (Fig.2.3.1.1.1 a et b ; 2.3.1.1.3 a et b) ; les microtubules du périplaste , le flagelle et les glycosomes (Fig.2.3.1.1.1 à 2.3.1.1.7 et 2.3.1.1.9 a et b) ; les ribosomes et les lysosomes (Fig. 2.3.1.1.1 a ; 2.3.1.1.2 a et b) ; les mitochondries (Fig. 2.3.1.1.3 b).

Mélangés à ces trypanosomes , se trouvent les éléments figurés du sang ingéré , : érythrocytes et polymorphonucléaires (Fig. 2.3.1.1.7) , mégacaryocytes (Fig. 2.3.1.1.8), plaquettes sanguines (Fig. 2.3.1.1.9 a et b).

Ces éléments sont également morphologiquement normaux.

La présence de trypanosomes montre que l'insecte est bien infesté dès le départ.

2.3.1.2 Deux heures après le repas :

Ici, on observe également la présence de trypanosomes normaux .

On peut y voir les différents éléments : le noyau (Fig.2.3.1.2 a et b et 2.3.1.2.3) ; la mitochondrie (Fig. 2.3.1.2.2) ; le flagelle , les glycosomes , les microtubules du périplaste , les ribosomes et les lysosomes (Fig.2. 3.1.2.1 à 2.3.1.2.3).

Toutes ces structures correspondent à des trypanosomes morphologiquement normaux.

2.3.1.3 Dix heures après le repas :

On observe un début de lyse des trypanosomes accompagnée d'une forte déplétion ribosomique ; le périplaste et le flagelle ne semblent pas atteints .

On peut encore voir les glycosomes et les lysosomes.

(Fig.2.3.1.3.1 et 2.3.1.3.2).

2.3.1.4 Quinze heures après le repas :

Dans ce cas , on observe des trypanosomes complètement lysés et présentant donc un aspect optiquement vide .

On peut voir un périplaste fragmenté avec des microtubules peu distinguables , le flagelle est toujours présent mais moins apparent .

On peut encore observer quelques rares ribosomes. Les organelles ne sont plus visibles à part un noyau mais anormal (Fig. 2.3.1.4.4).

(Fig. 2.3.1.4.1 à 2.3.1.4.5).

On observe divers éléments figurés , en voie de lyse , il s'agit probablement de polymorphonucléaires (Fig. 2.3.1.4.6) , d'érythrocytes (Fig. 2.3.1.4.7)...

2.3.1.5 Un jour après le repas :

On observe uniquement des "restes" de trypanosomes.

On peut , malgré tout , encore distinguer le flagelle et le périplaste mais les microtubules sont très peu visibles.

Tous les organelles ont disparus. Quelques glycosomes sont encore visibles

(Fig.2.3.1.5.2).

(Fig. 2.3.1.5.1 à 2.3.1.5.3).

2.3.1.6 7 jours après le repas :

Ici , on peut à peine distinguer le périplaste .

Toutes les autres structures ont disparu.

(Fig. 2.3.1.6.1).

Dans la lumière des intestins , on pourra également observer des particules dont la morphologie rappelle les " virus-like particles " de DOLDERS , H. et MELLO , M.L.S. (1977).

(Fig. 2.3.1.6.2 à 2.3.1.6.5).

2.3.2 Partie étroite de l'intestin moyen :

Dans cette portion , on voit différents éléments figurés du sang ingéré , notamment : des polymorphonucléaires en voie de lyse (Fig.2.3.2.1 et 2.3.2.2); et différents stades de digestion : on retrouve des érythrocytes non lysés (Fig. 2.3.2.4) jouxtant des particules complètement détruites (Fig.2.3.2.3).

Mais on n'observe aucune trace de trypanosome .

2.3.3 Intestin postérieur :

Les érythrocytes et les polymorphonucléaires sont en voie de lyse (Fig.2.3.3.1 et 2.3.3.2) et parfois même totalement lysés (Fig.2.3.3.4 et 2.3.3.3) .

Mais on remarque l'absence complète de trypanosomes .



Fig. 2.3.1.1.1a :

Section de *Trypanosoma brucei brucei* au niveau de l'intestin moyen (partie antérieure) d'une larve de *Dipetalogaster maximus* (Uhler, 1894), stade 2, disséquée immédiatement après le repas. L'aspect morphologique est normal. (Gross.: 9000 x.)

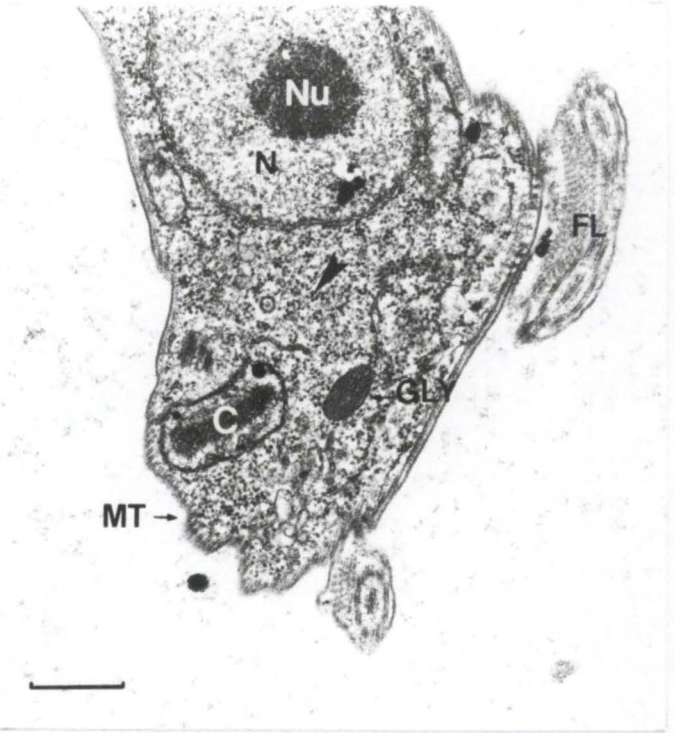


Fig. 2.3.1.1.1b :

Même trypanosome. On observe le noyau (N), le nucléole (Nu), le cinétoplaste (C), le flagelle (FL) coupé en plusieurs endroits, les ribosomes (flèche), les microtubules du périplaste (MT), les glycosomes (Gly). L'aspect morphologique est normal. (Gross.: 24750 x.)



Fig. 2.3.1.1.2a :

Section de *Trypanosoma brucei brucei* au niveau de la partie antérieure de l'intestin moyen de larve de *Dipetalogaster maximus* (Uhler, 1894), stade 2, disséquée immédiatement après le repas. L'aspect morphologique est normal. (Gross.: 11700 X.)

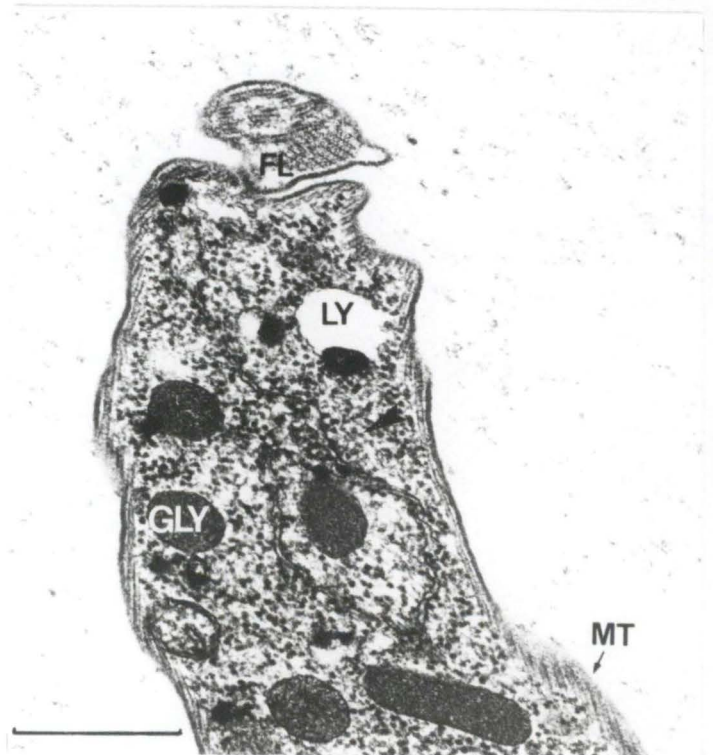


Fig. 2.3.1.1.2b :

Même trypanosome. On observe le flagelle (FL), les microtubules du périplaste (MT), les glycosomes (Gly), les ribosomes (flèche) et les lysosomes (Ly). L'aspect morphologique est normal. (Gross.: 45000x.)

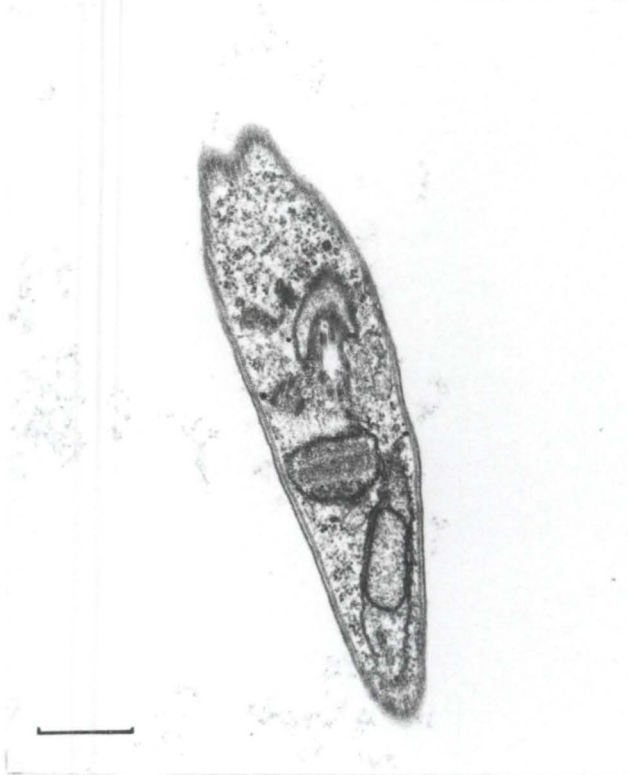


Fig. 2.3.1.1.3a:

Section de *Trypanosoma brucei brucei* au niveau de l'intestin moyen (partie antérieure) de larve de *Dipetalogaster maximus* (Uhler, 1894), stade 2, disséquée immédiatement après le repas.
(Gross.: 24750 x.).

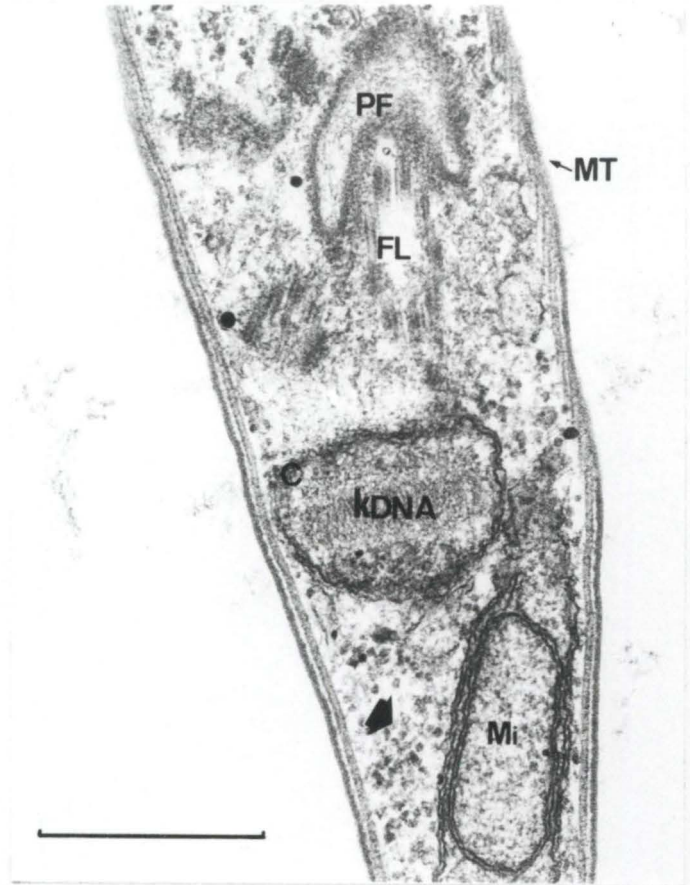


Fig. 2.3.1.1.3b:

Même trypanosome. On observe la poche flagellaire (PF) avec le flagelle (FL), le cinétoplaste (C) avec le kDNA (K), la mitochondrie (Mi), les ribosomes (flèche) et les microtubules du périplaste (MT).
(Gross.: 58500 x.)

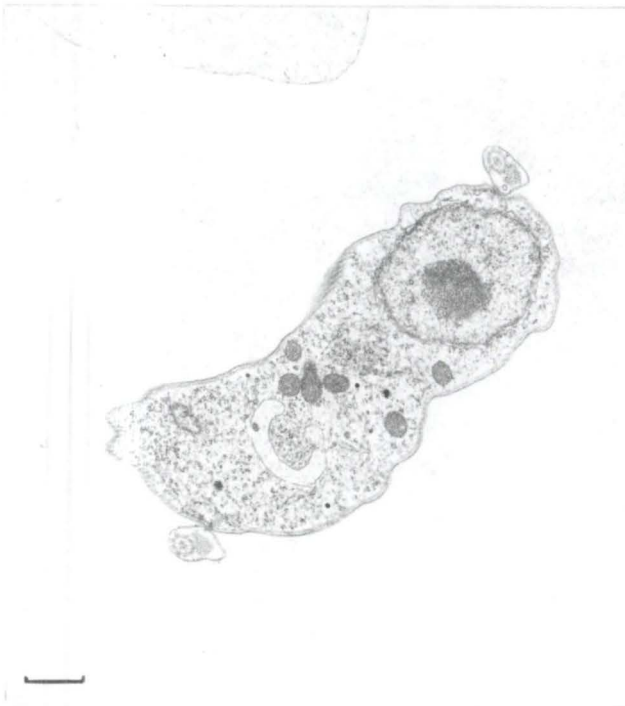


Fig. 2.3.1.1.4a:

Section de *Trypanosoma brucei brucei* au niveau de la partie antérieure de l'intestin moyen de larve de *Dipetalogaster maximus* (Uhler, 1894), stade 2, disséquée immédiatement après le repas.
(Gross.: 14850 x.)

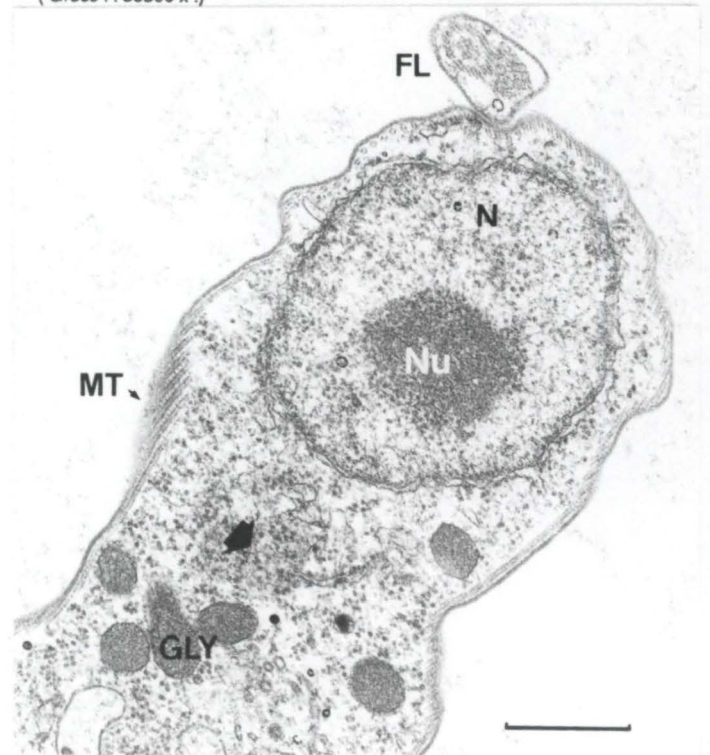


Fig. 2.3.1.1.4b:

Même trypanosome. On observe le noyau (N), le nucléole (Nu), le flagelle (FL), les microtubules du périplaste (MT), de nouveau les glycosomes (GLY) et les ribosomes (flèche).
(Gross.: 32400 x.)

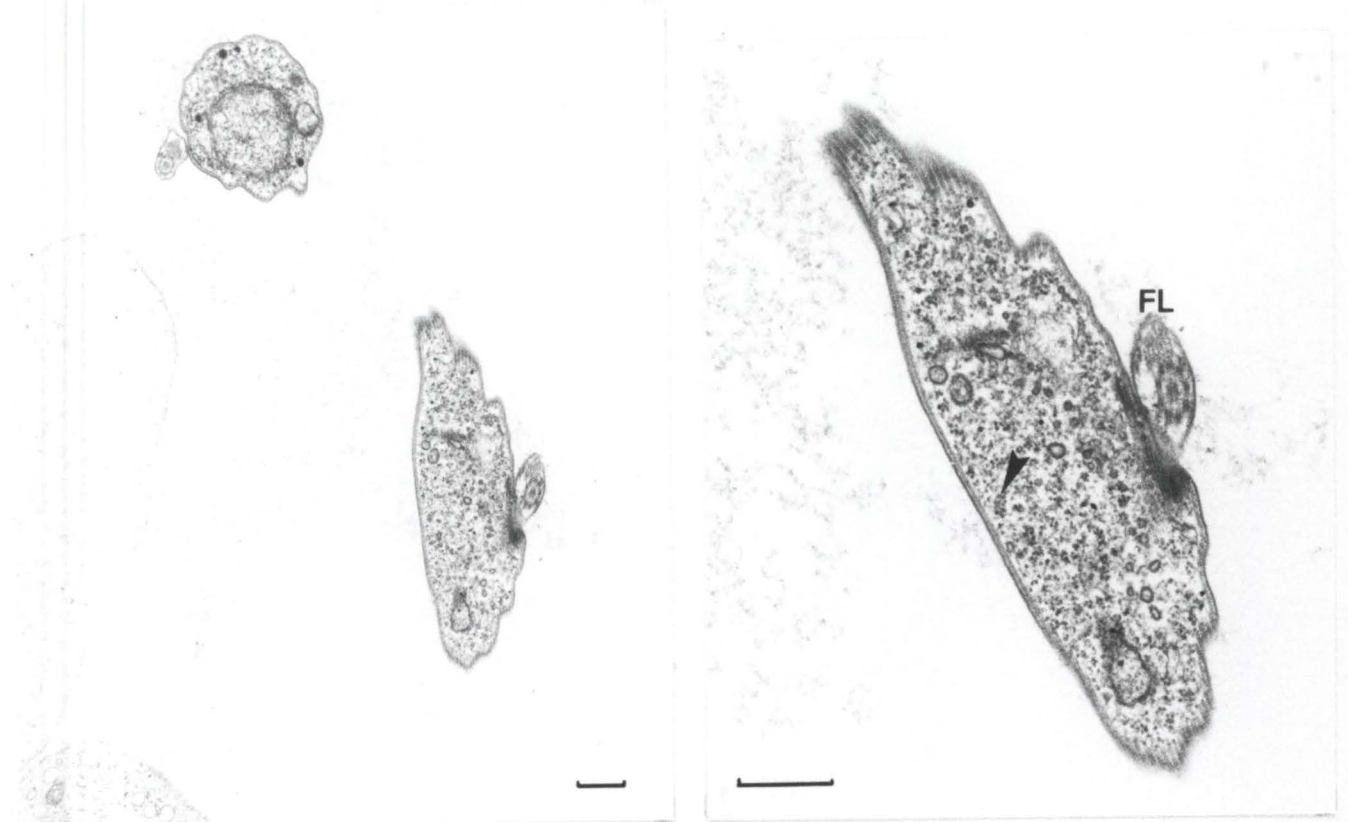


Fig. 2.3.1.1.5a:

Section de *Trypanosoma brucei brucei* au niveau de l'intestin moyen (partie antérieure) de larve de *Dipetalogaster maximus* (Uhler, 1894), stade 2, disséquée immédiatement après le repas.
(Gross. : 11700 x.)

Fig. 2.3.1.1.5b:

Même trypanosome. On observe le flagelle (FL) et les ribosomes (flèche).
(Gross. : 24750 x.)



Fig. 2.3.1.1.6:

Sections de *Trypanosoma brucei brucei* au niveau de la partie antérieure de l'intestin moyen de larve de *Dipetalogaster maximus* (Uhler, 1894), stade 2, disséquée immédiatement après le repas.
(Gross. : 45000 x.)

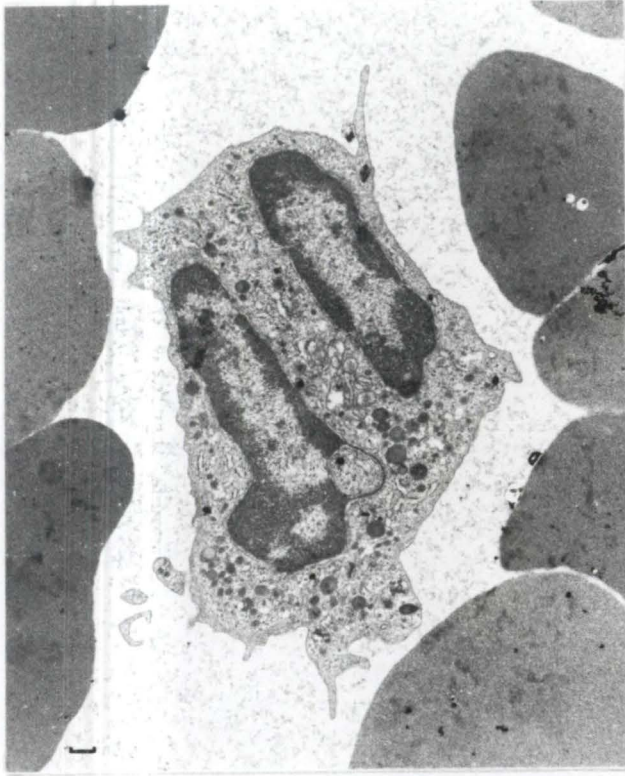


Fig. 2.3.1.1.7 :

Polymorphonucléaire dans l'intestin moyen (partie antérieure) de larve de *Dipetalogaster maximus* (Uhler , 1894) , stade 2 , disséquée immédiatement après le repas .
(Gross. : 7200 x .)

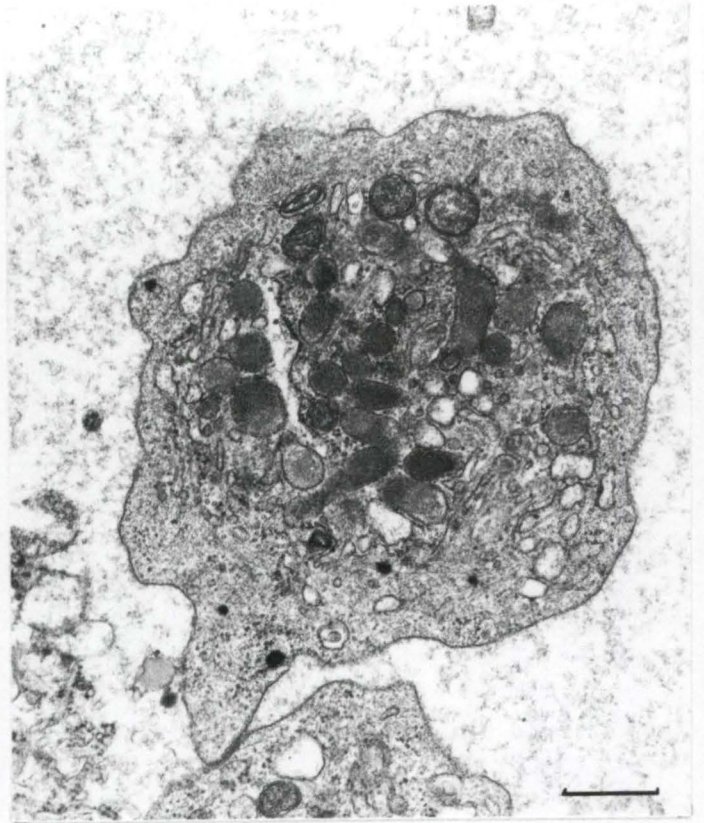


Fig. 2.3.1.1.8 :

Mégacaryocyte dans la partie antérieure de l'intestin moyen de larve de *Dipetalogaster maximus* (Uhler , 1894) , stade 2 , disséquée immédiatement après le repas .
(Gross. : 24750 x .)



Fig. 2.3.1.1.9a

Section de *Trypanosoma brucei brucei* au niveau de l'intestin moyen (partie antérieure) de larve de *Dipetalogaster maximus* (Uhler , 1894) , stade 2 , disséquée immédiatement après le repas .
(Gross. : 18900 x .)

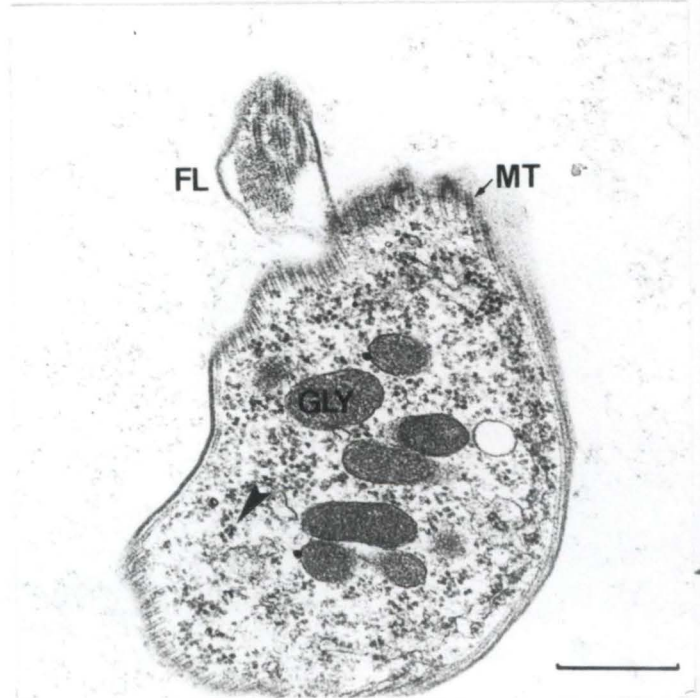


Fig. 2.3.1.1.9b :

Détails du précédent à un autre niveau de la coupe . On observe le flagelle (FL) , les glycosomes (Gly) , les ribosomes (flèche) et les microtubules du périplaste (MT) .
(Gross. : 32400 x .)

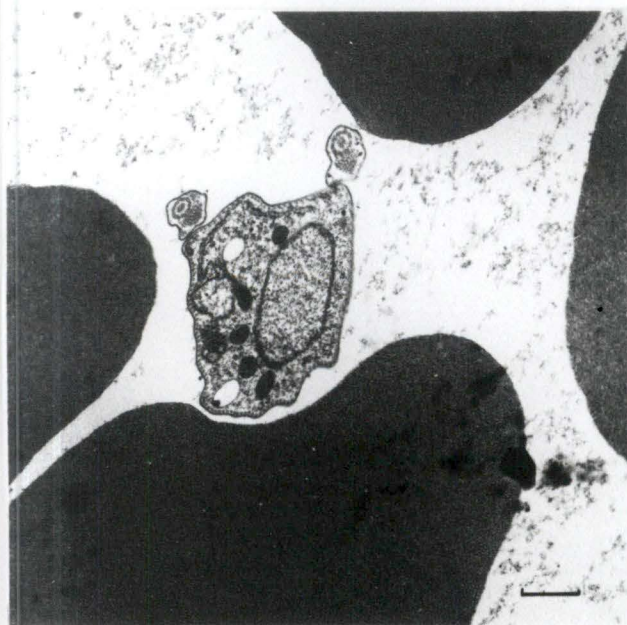


Fig. 2.3.1.2.1a:

Section de *Trypanosoma brucei brucei* au niveau de l'intestin moyen (partie antérieure) de larve de *Dipetalogaster maximus* (Uhler, 1894), stade 2, disséquée 2 heures après le repas.
(Gross. : 14850 x.)

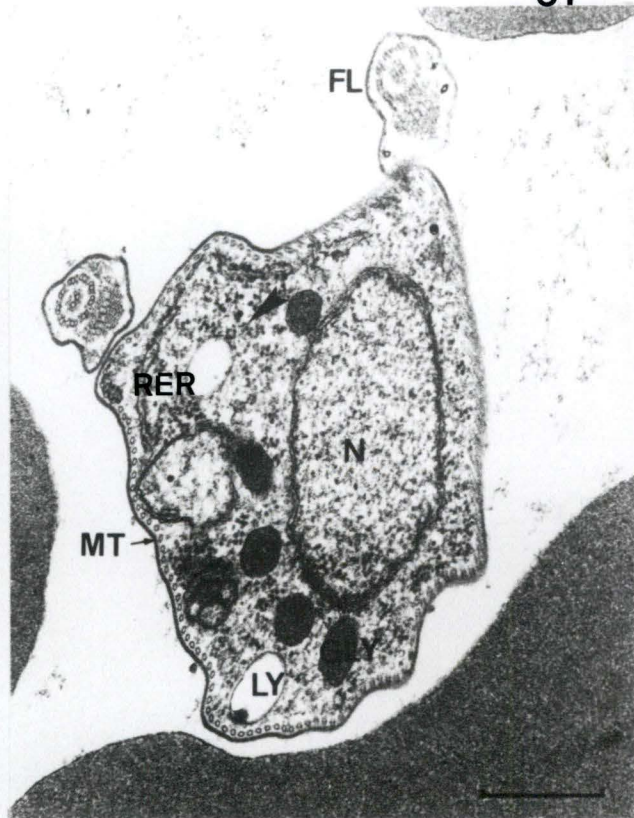


Fig. 2.3.1.2.1b:

Même trypanosome. On observe le noyau (N), les glycosomes (Gly), le flagelle (FL), les microtubules du périplaste (MT), les ribosomes (flèche), le RER et les lysosomes (Ly).
(Gross. : 32400 x.)

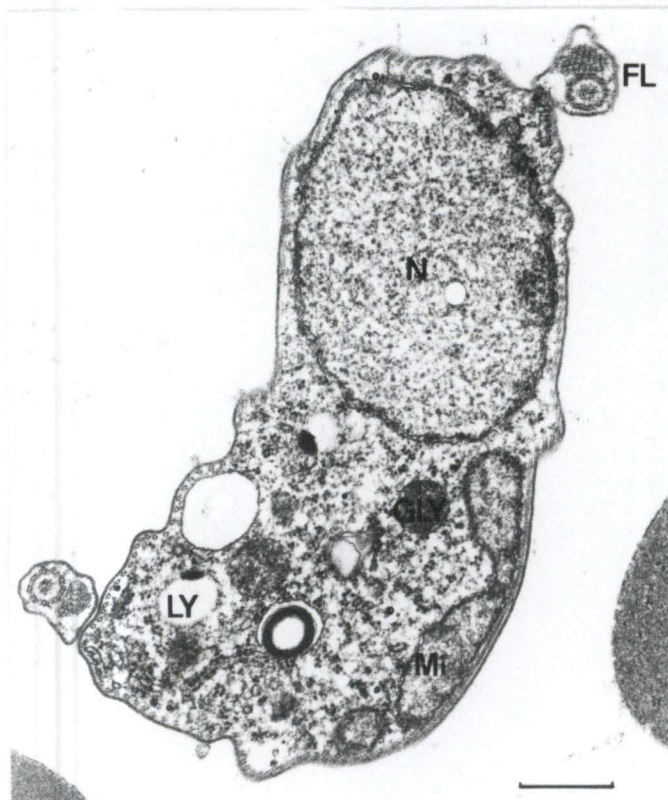


Fig. 2.3.1.2.2:

Section de *Trypanosoma brucei brucei* au niveau de la partie antérieure de l'intestin moyen de larve de *Dipetalogaster maximus* (Uhler, 1894), stade 2, disséquée 2 heures après le repas.
On observe le noyau (N), le flagelle (FL), la mitochondrie (Mi), les lysosomes (Ly) et les glycosomes (Gly).
(Gross. : 24750 x.)

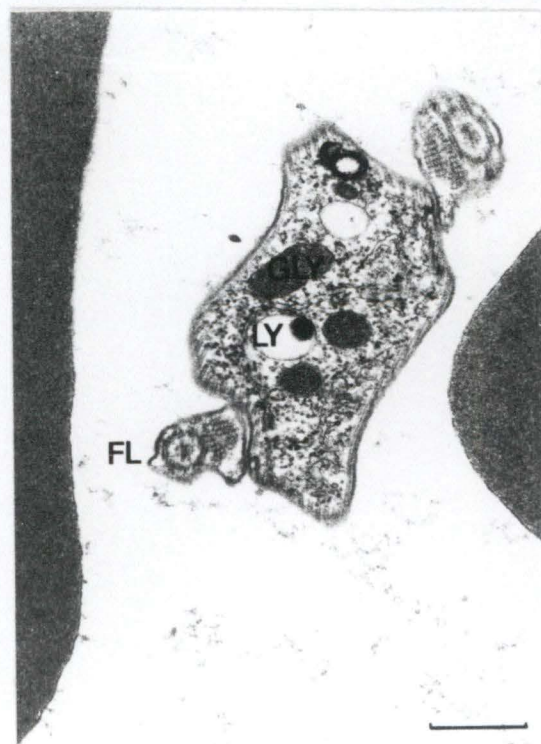


Fig. 2.3.1.2.3:

Section de *Trypanosoma brucei brucei* au niveau de l'intestin moyen (partie antérieure) de larve de *Dipetalogaster maximus* (Uhler, 1894), stade 2, disséquée 2 heures après le repas.
On peut voir les lysosomes (Ly), les glycosomes (Gly) et le flagelle (FL).
(Gross. : 24750 x.)

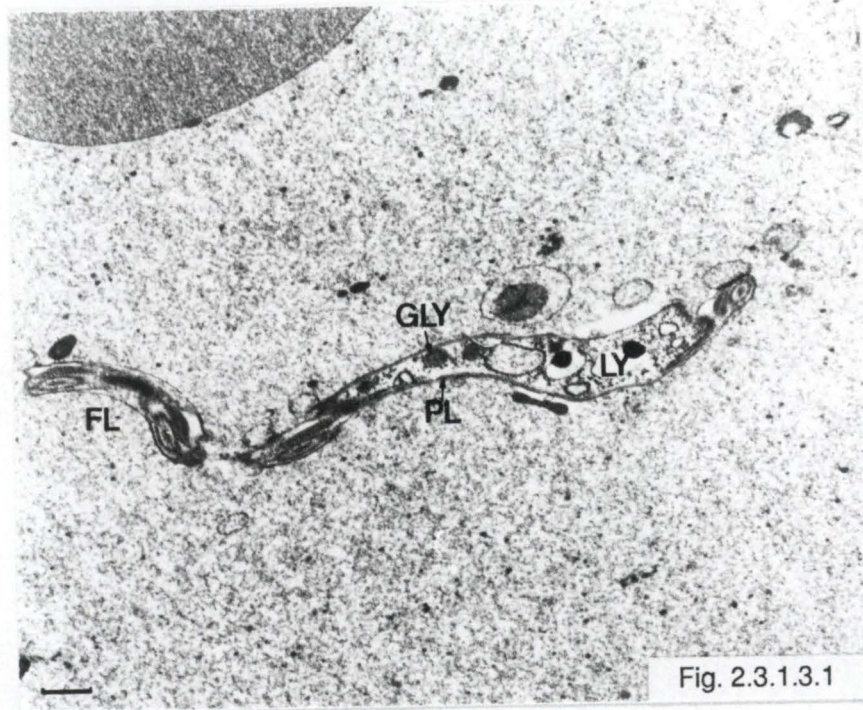


Fig. 2.3.1.3.1

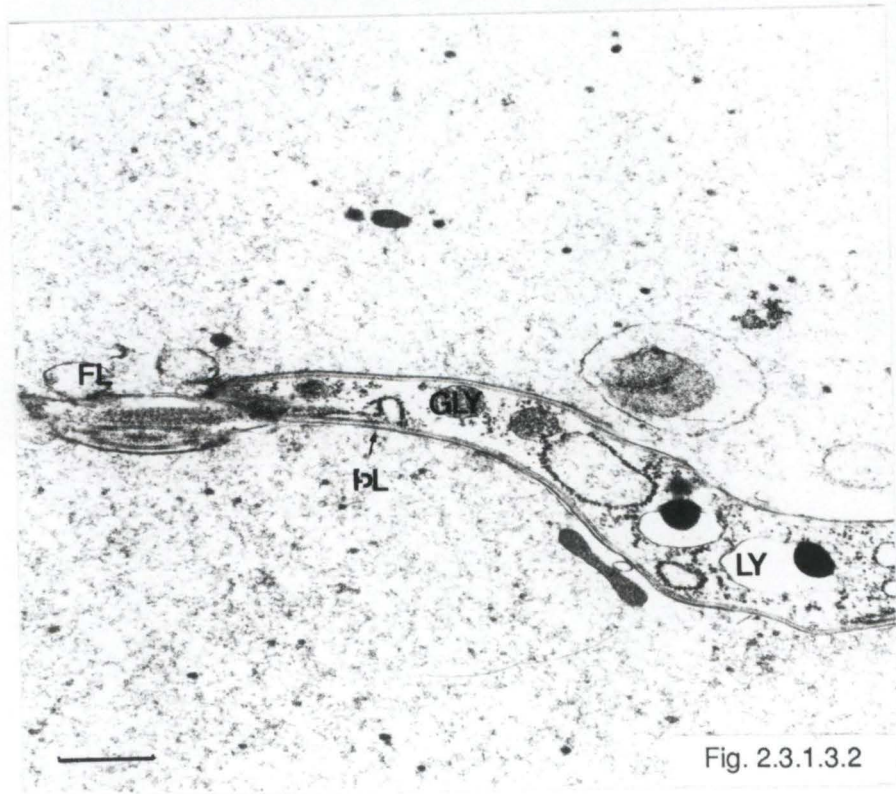


Fig. 2.3.1.3.2

Fig. 2.3.1.3.1. et Fig. 2.3.1.3.2 :

Sections de *Trypanosoma brucei brucei* au niveau de la partie antérieure de l'intestin moyen de larve de *Rhodnius prolixus* (Stal, 1859), stade 5, disséquée 10 heures après le repas.

Ces trypanosomes sont déjà en voie de lyse. On peut voir les lysosomes (Ly), les glycosomes (Gly), le flagelle (Fl) et le périplaste (Pl). Notons également la déplétion ribosomique.

(Gross. : 11700 x et 24750 x.)

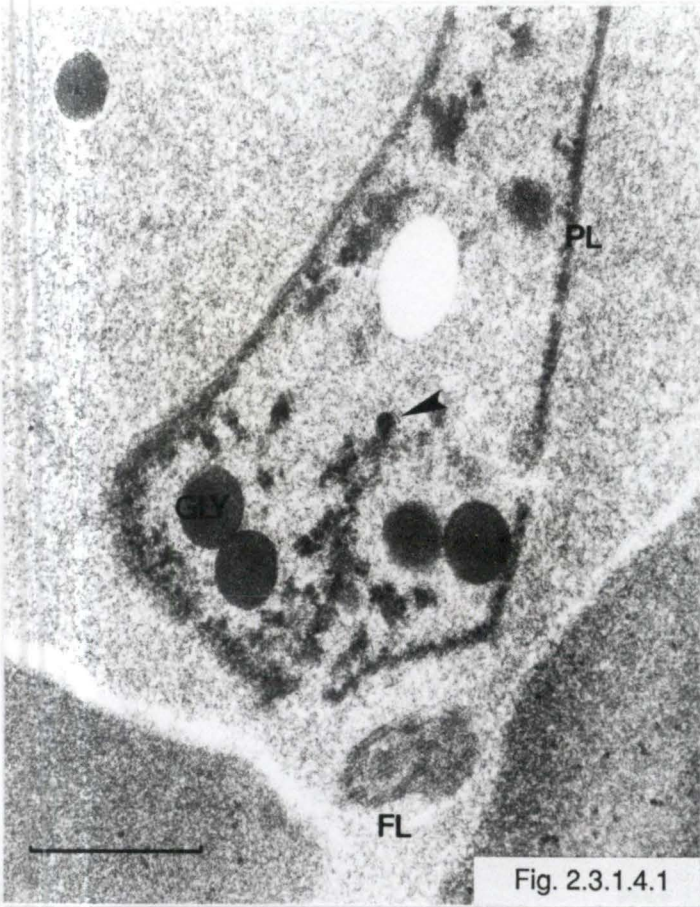


Fig. 2.3.1.4.1



Fig. 2.3.1.4.2

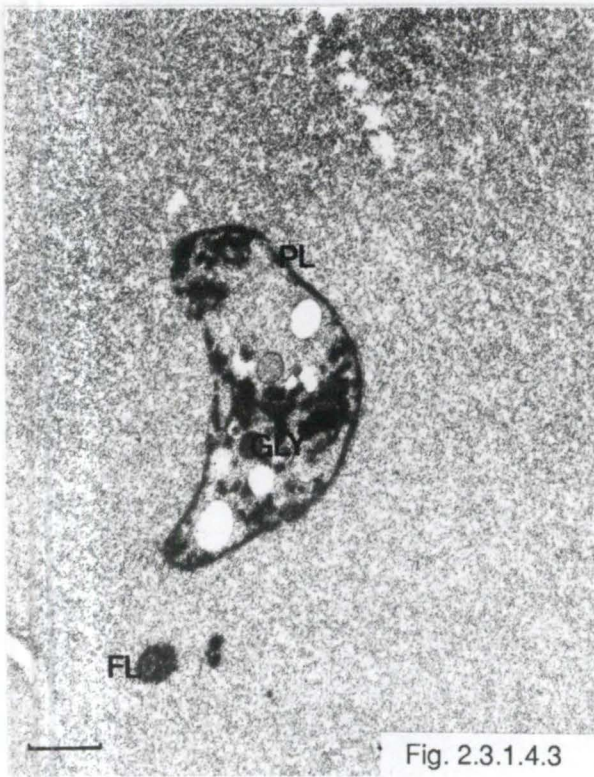


Fig. 2.3.1.4.3

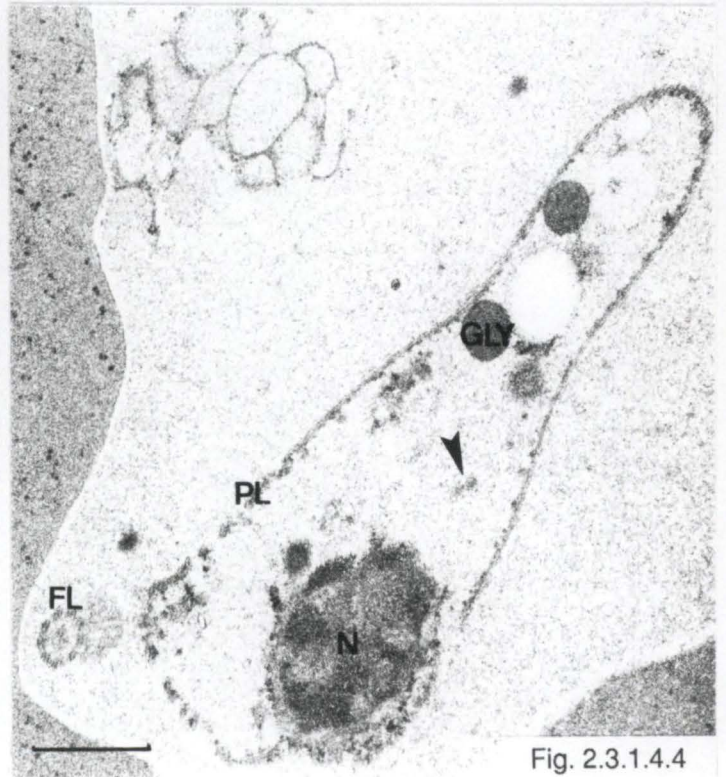


Fig. 2.3.1.4.4

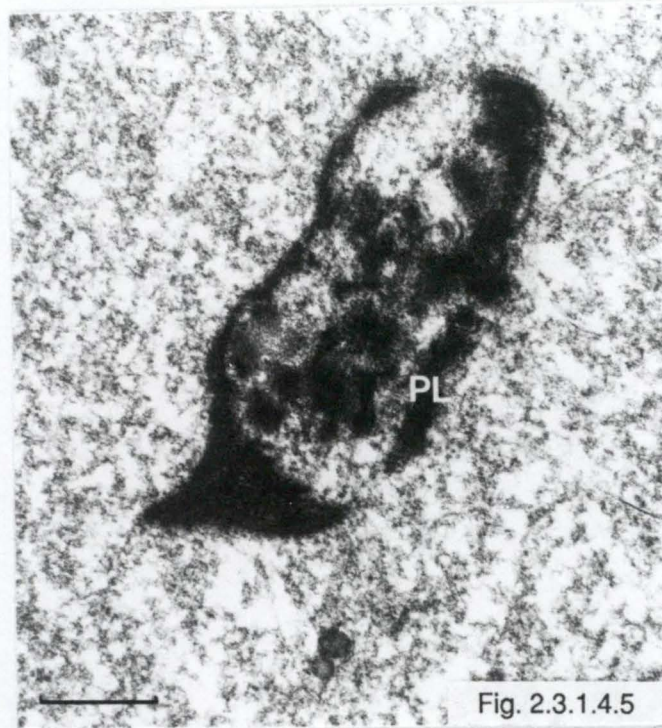


Fig. 2.3.1.4.1. ; Fig. 2.3.1.4.2. ; Fig. 2.3.1.3: Fig. 2.3.1.4.4 et Fig.2.3.1.4.5:

Sections de *Trypanosoma brucei brucei* au niveau de la partie antérieure de l'intestin moyen de larve de *Rhodnius prolixus* (Stal, 1859), stade 5, disséquée 15 heures après le repas.

On peut voir le périplaste (Pl), les glycosomes (Gly), le flagelle (Fl), le noyau (N) et quelques ribosomes (flèche).

(Gross.: 45000 x, 45000 x, 18900 x, 32400 x et 32400 x.)

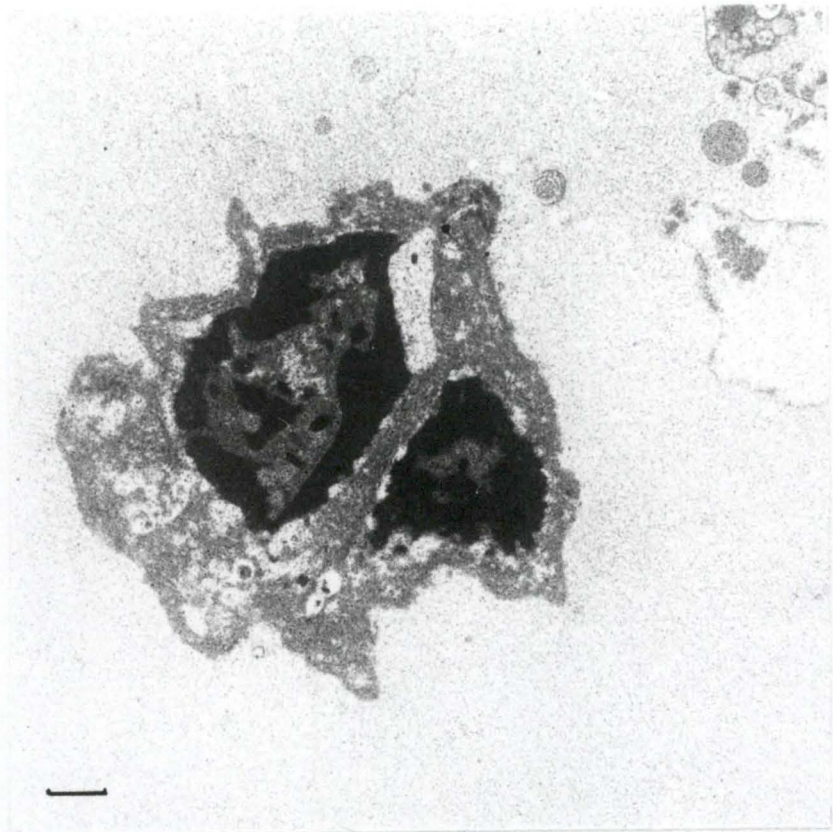


Fig.2.3.1.4.6 :

Polymorphonucéaire dans l'intestin moyen (partie antérieure) de larve de *Rhodnius prolixus* (Stal,1859) , stade 5 , 15 heures après le repas .
(Gross.: 14850 x.)

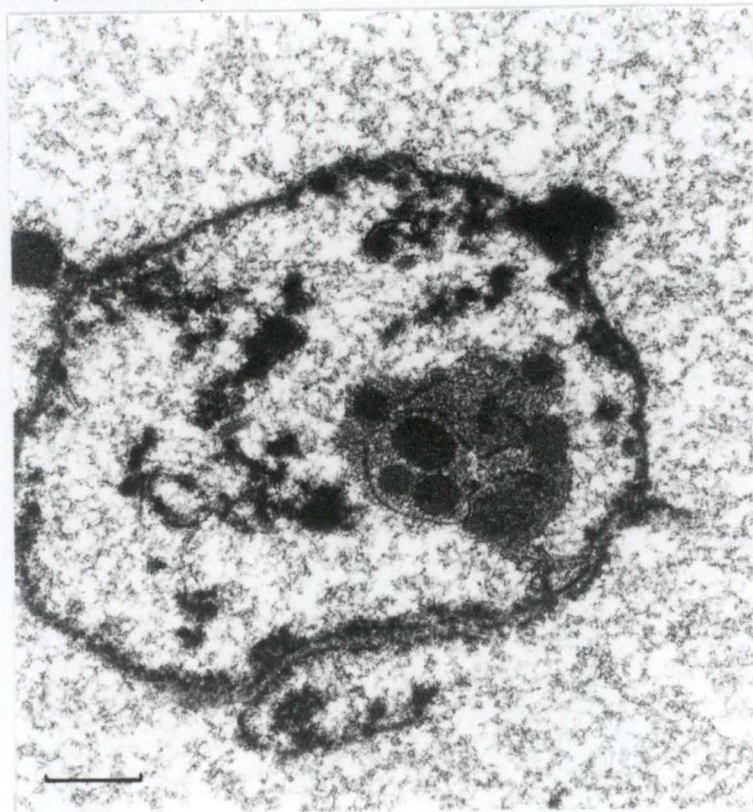


Fig.2.3.1.4.7 :

Erythrocyte dans la partie antérieure de l'intestin moyen de larve de *Rhodnius prolixus* (Stal,1859), stade 5 , 15 heures après le repas.
(Gross.: 24750 x.)

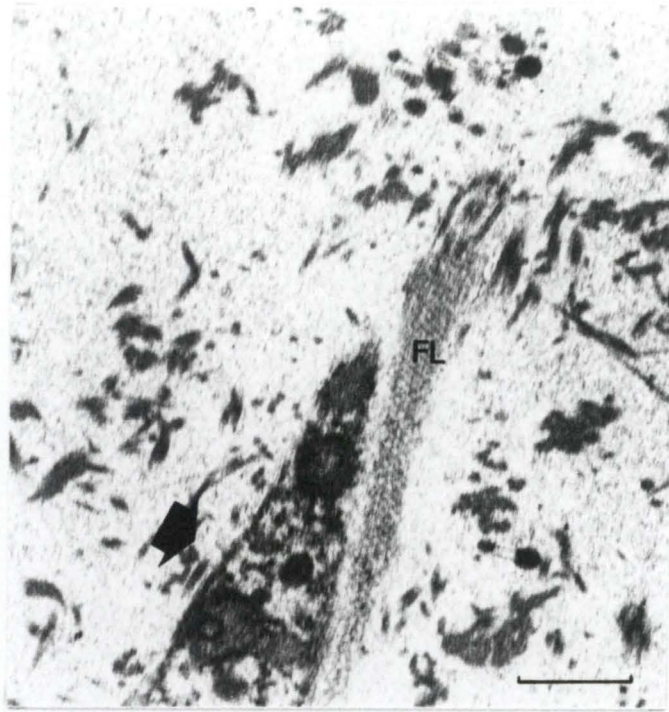


Fig. 2.3.1.5.1 :

Flagelle (FL) de trypanosome lysé longeant les restes de *Trypanosoma brucei brucei* (flèche) au niveau de la partie antérieure de l'intestin moyen de larve de *Dipetalogaster maximus* (Uhler, 1894), stade 2, disséquée un jour après le repas.

(Gross. : 32400 x.)



Fig. 2.3.1.5.2



Fig. 2.3.1.5.3

Fig. 2.3.1.5.2. et Fig. 2.3.1.5.3 :

Sections de *Trypanosoma brucei brucei* complètement lysé dans l'intestin moyen (partie antérieure) de larve de *Dipetalogaster maximus* (Uhler, 1894), stade 2, disséquée un jour après le repas.

On observe le flagelle (FL), le périplaste (PL) et les glycosomes (Gly).

(Gross. : 45000 x et 45000 x.)

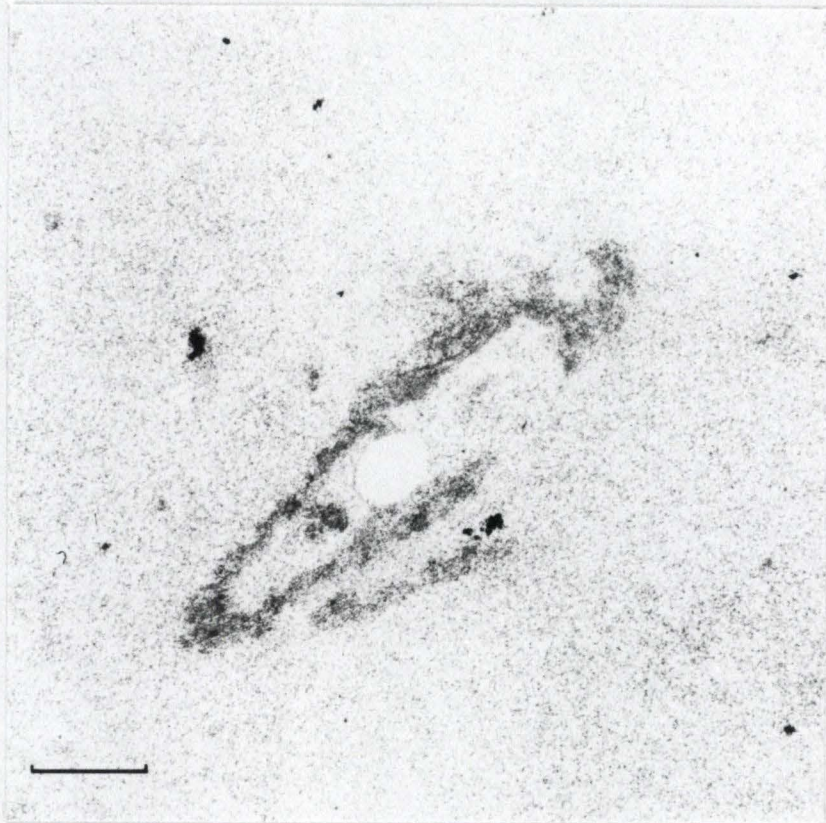


Fig. 2.3.1.6.1:

Section de *Trypanosoma brucei brucei* entièrement lysé dans la partie antérieure de l'intestin moyen de larve de *Rhodnius prolixus* (Stal, 1859), stade 5, disséquée 7 jours après le repas.
(Gross. : 32400 x.)

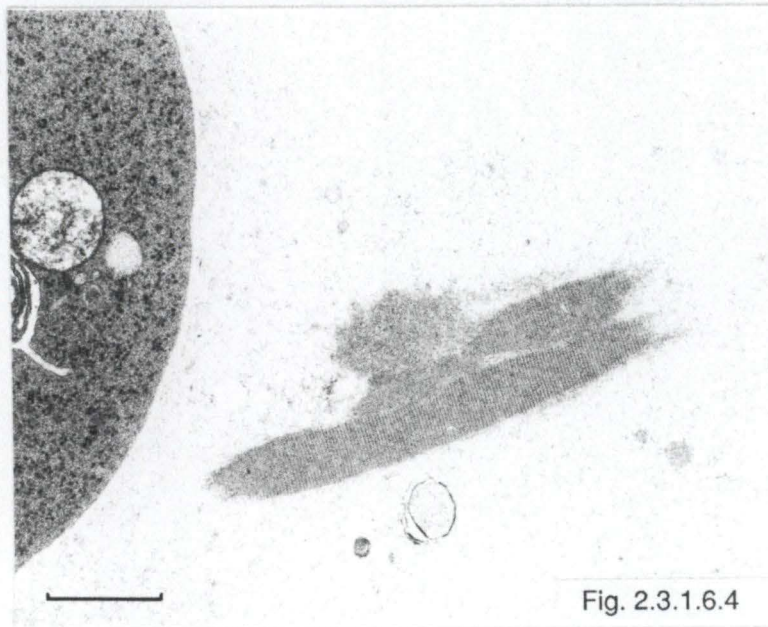
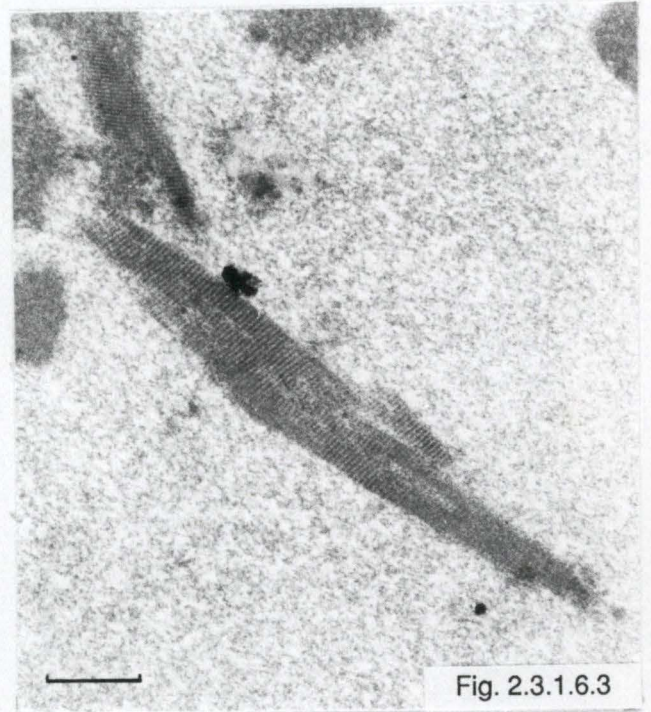
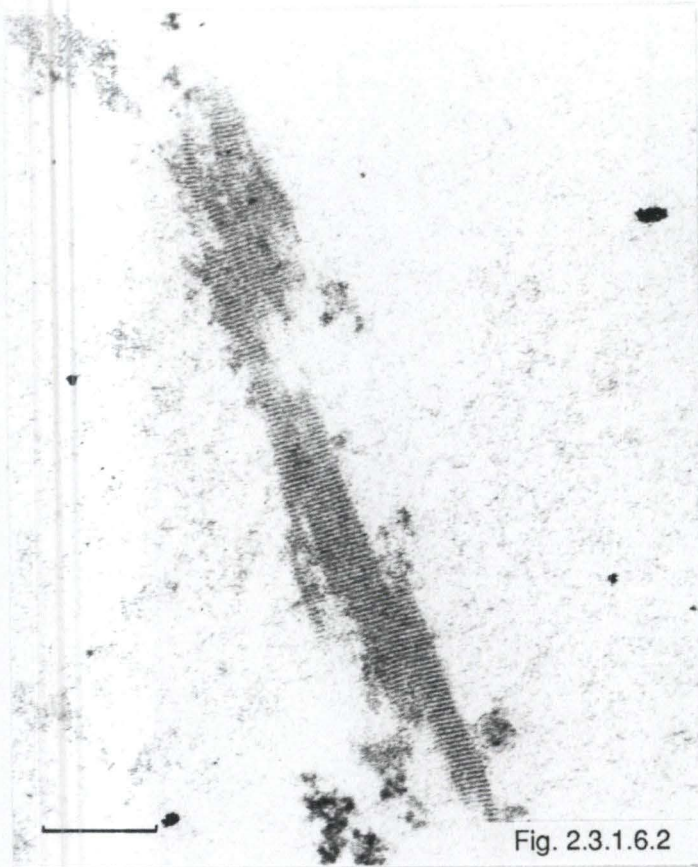


Fig. 2.3.1.6.2. : Fig. 2.3.1.6.3. et Fig. 2.3.1.6.4.:

Structures rappelant les "virus-like particles" et localisées dans la partie antérieure de l'intestin moyen de larve de *Rhodnius prolixus* (Stal, 1859), stade 5, disséquée 7 jours après le repas.
(Gross. : 32400 x, 24750 x et 32400 x.)

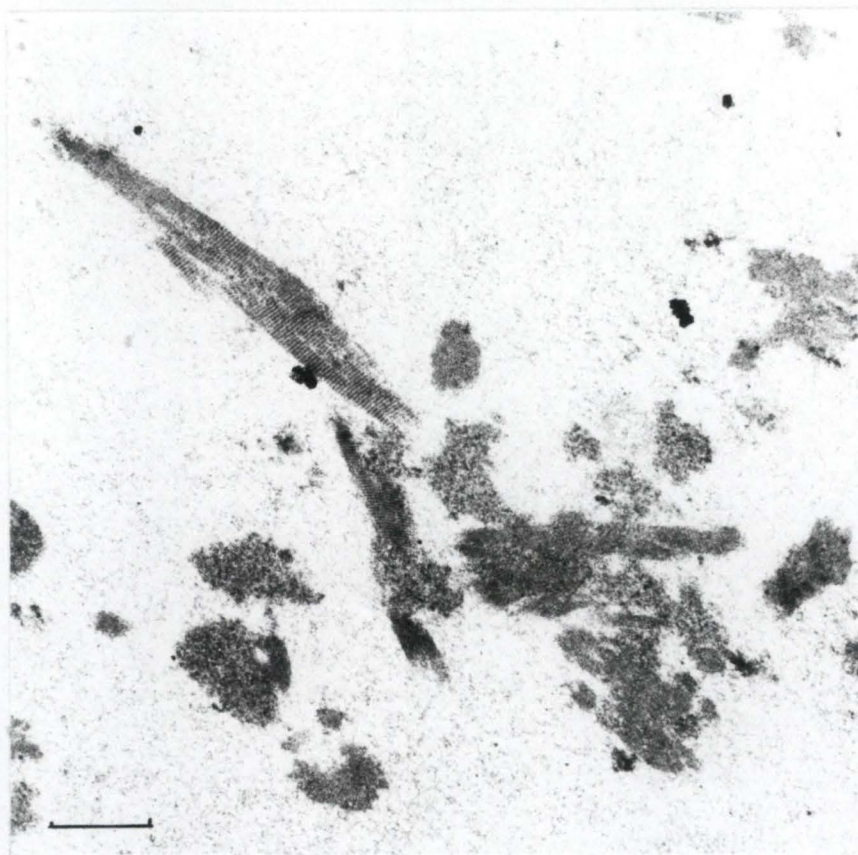


Fig. 2.3.1.6.5:

Structures rappelant les "virus-like particles" et localisées dans la partie antérieure de l'intestin moyen de larve de *Rhodnius prolixus* (Stal, 1859), stade 5, disséquée 15 heures après le repas.
(Gross. : 24750 x.)



Fig. 2.3.2.1:

Polymorphonucléaire au niveau de l'intestin moyen (partie étroite) de larve de *Rhodnius prolixus* (Stal, 1859), stade 5, disséquée 15 heures après le repas.
(Gross.: 9000 x.)

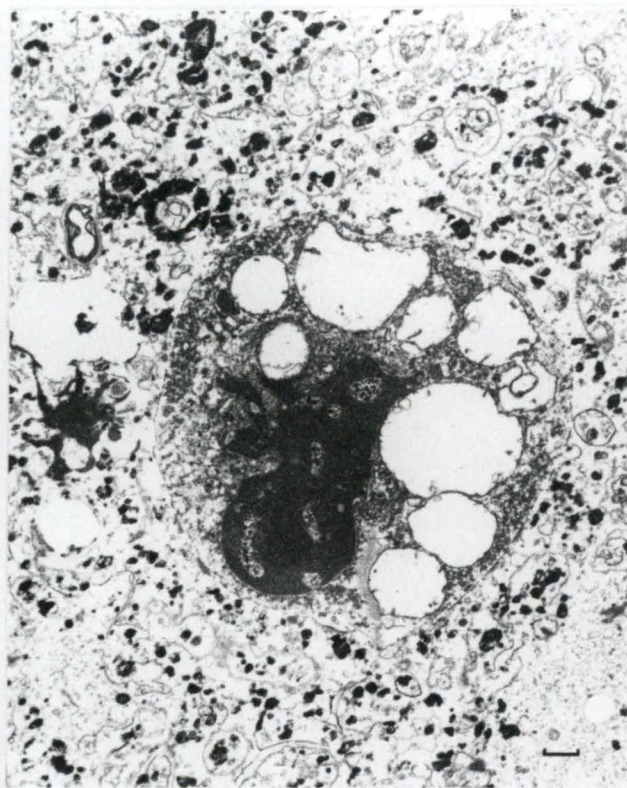


Fig. 2.3.2.2:

Polymorphonucléaire au niveau de la partie étroite de l'intestin moyen de larve de *Rhodnius prolixus* (Stal, 1859), stade 5, disséquée 10 heures après le repas.
(Gross.: 9000 x.)

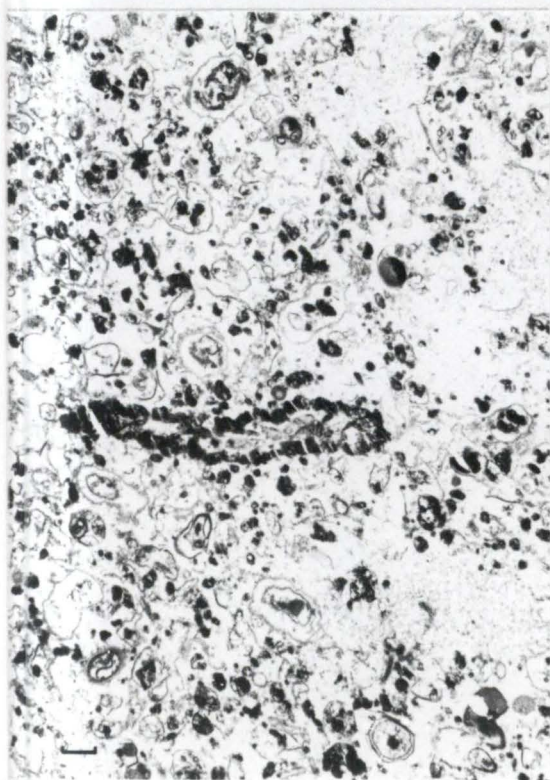


Fig. 2.3.2.3:

Particules du contenu de l'intestin moyen (partie étroite) de larve de *Rhodnius prolixus* (Stal, 1859), stade 5, disséquée 10 heures après le repas.
(Gross.: 9000 x.)

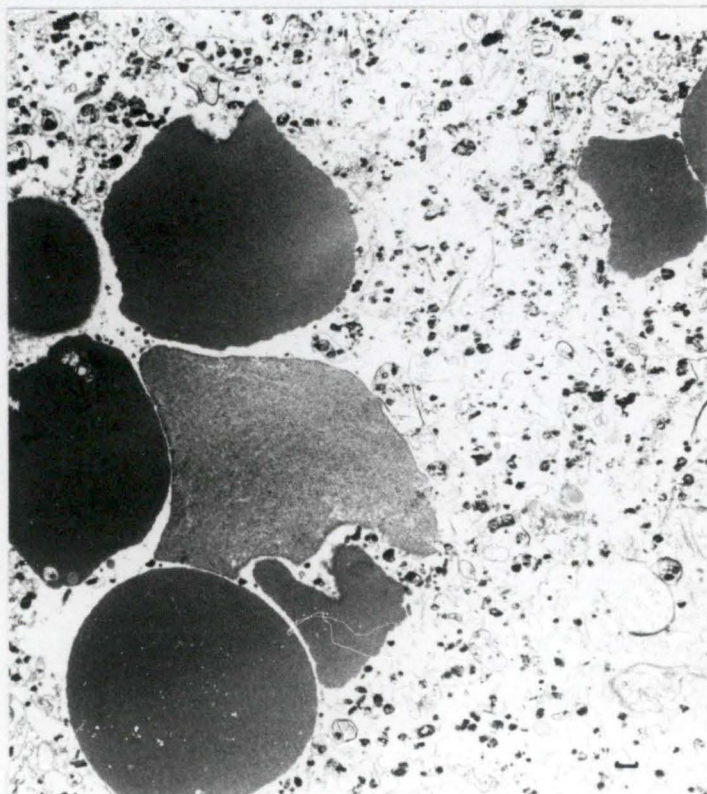


Fig. 2.3.2.4:

Contenu (érythrocytes) de l'intestin moyen (partie étroite) de larve de *Rhodnius prolixus* (Stal, 1859), stade 5, disséquée 10 heures après le repas.
(Gross.: 7200 x.)

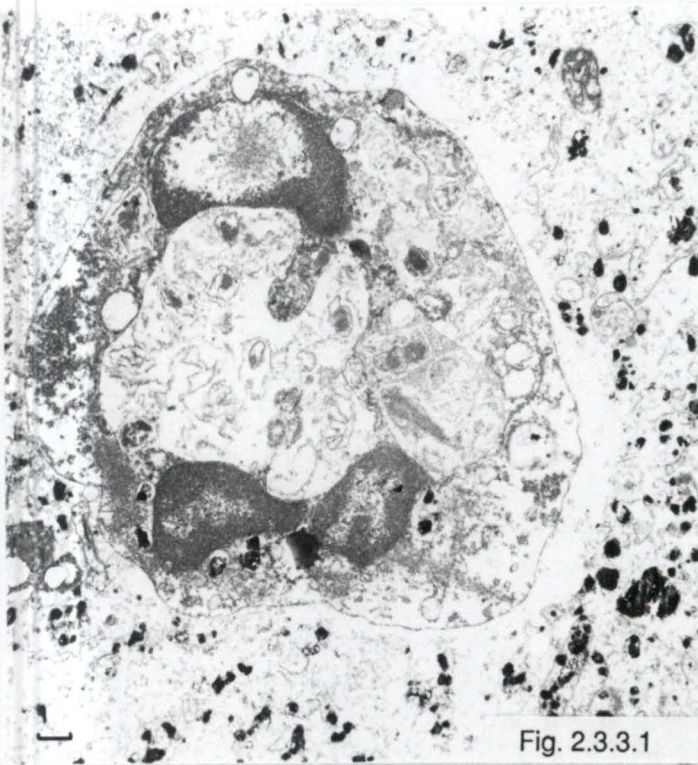


Fig. 2.3.3.1

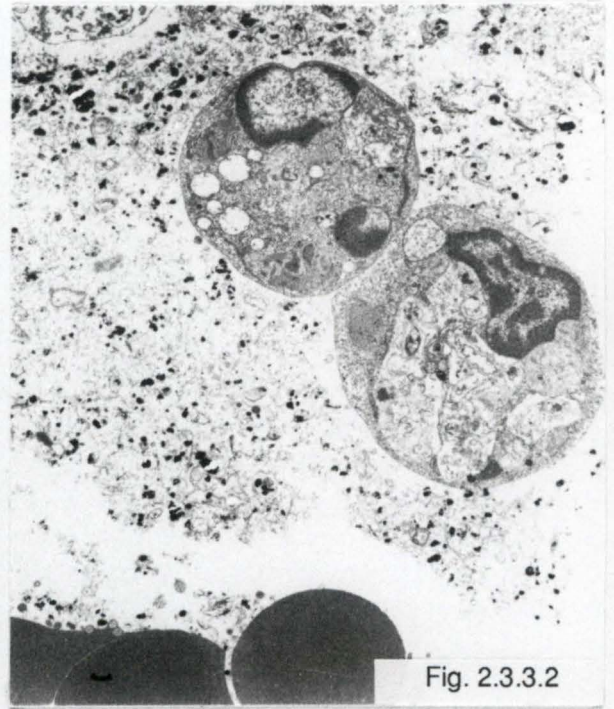


Fig. 2.3.3.2

Fig. 2.3.3.1. et Fig. 2.3.3.2 :

Polymorphonléaires présents au niveau de l'intestin postérieur de larve de *Rhodnius prolixus* (Stal, 1859), stade 5, disséquée 10 heures après le repas
(Gross. : 9000 x et 4000 x.)

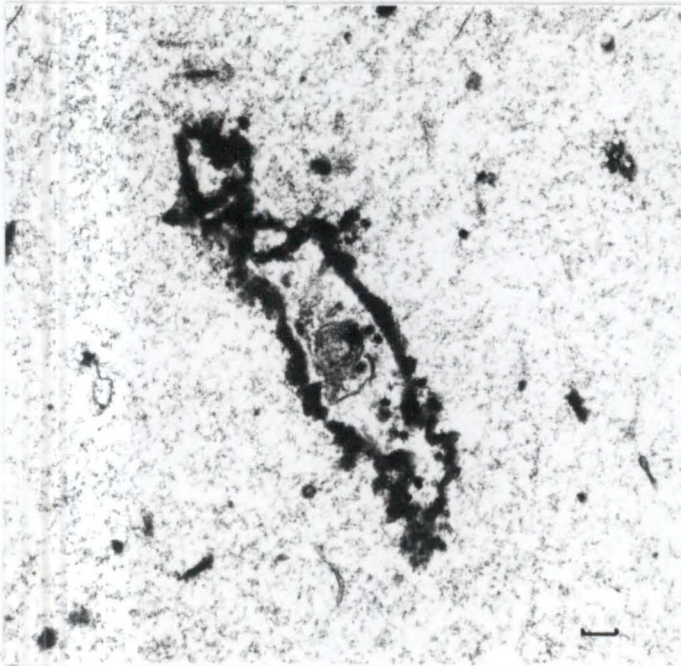


Fig. 2.3.3.3 :

Contenu de l'intestin postérieur de larve de *Rhodnius prolixus* (Stal, 1859), stade 5, disséquée 10 heures après le repas.
(Gross. : 9000 x.)

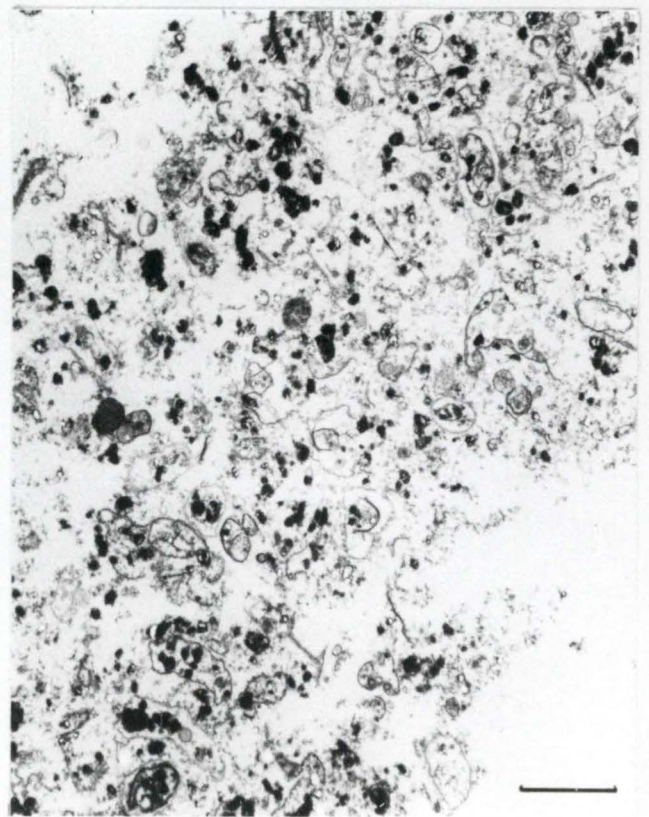


Fig. 2.3.3.4 :

Particule du contenu de l'intestin postérieur de larve de *Rhodnius prolixus* (Stal, 1859), stade 5, disséquée 5 heures après le repas.
(Gross. : 24750 x.)

2.4 Examen en microscopie électronique à balayage :

L'examen , en microscopie électronique à balayage , de l'intestin de Triatominés , nous a fourni les résultats suivants :

2.4.1 Partie antérieure de l'intestin moyen :

2.4.1.1 Immédiatement après le repas :

On observe la présence de trypanosomes. On peut distinguer aisément le flagelle et la membrane ondulante (Fig.2.4.1.1.1 a et b et 2.4.1.1.2).

On peut voir sur la Fig.2.4.1.1.3 , différents éléments du sang ingéré , notamment : des érythrocytes et des polymorphonucléaires .

Tous ces éléments , y compris les trypanosomes, ont un aspect parfaitement normal qui est confirmé par l'analyse parallèle en microscopie électronique conventionnelle.

2.4.1.2 Deux heures après le repas :

On observe toujours des trypanosomes d'aspect normal . Certains trypanosomes épousent parfaitement la forme des érythrocytes (Fig.2.4.1.2.3 et 2.4.1.2.4).

(Fig.2.4.1.2.1 et 2.4.1.2.2).

2.4.1.3 Cinq heures après le repas :

Au niveau du contenu de l'intestin , nous constatons l'apparition d'une substance enrobant les érythrocytes et les autres éléments (Fig. 2.4.1.3.1).

On remarque également la présence de cristaux d'hémoglobine (Fig. 2.4.1.3.1 et 2.4.1.3.2) étudiés par SMIT , J.D.G.; GUGGENHEIM , R. et BAUER , P.G. (1983).

Enfin , nous pouvons voir des structures pouvant être des trypanosomes;mais l'aspect est anormal. (Fig. 2.4.1.3.3 a et b).

2.5.1.4 Dix heures après le repas :

Nous observons toujours les cristaux d'hémoglobine et la substance entourant les éléments (Fig. 2.4.1.4.1 et 2.4.1.4.2).

Ici , nous ne pouvons plus distinguer les trypanosomes bien qu'ils soient toujours présents en microscopie électronique conventionnelle .

(Fig. 2.4.1.4.3 et 2.4.1.4.4).

2.4.1.5 Quinze heures après le repas :

On constate encore les cristaux d'hémoglobine , la substance enrobante (Fig.2.4.1.5.4).
En revanche , nous ne pouvons plus distinguer les trypanosomes . (Fig.4.5.1.5.3).
Nous pouvons remarquer au passage l'aspect mammeloné de la parois de l'intestin moyen (partie antérieure) de triatome . (Fig.2.4.1.5.1 et 2.4.1.5.2).

2.4.1.6 Deux jours après le repas :

Les Fig. 2.4.1.6.1 à 2.4.1.6.4 nous montrent l'aspect du contenu de la partie antérieure de l'intestin moyen de la larve . On observe une sorte de "coque" cimentant les érythrocytes et autres éléments du sang. De sorte qu'il est impossible de distinguer les trypanosomes ou "restes" de trypanosomes lysés.

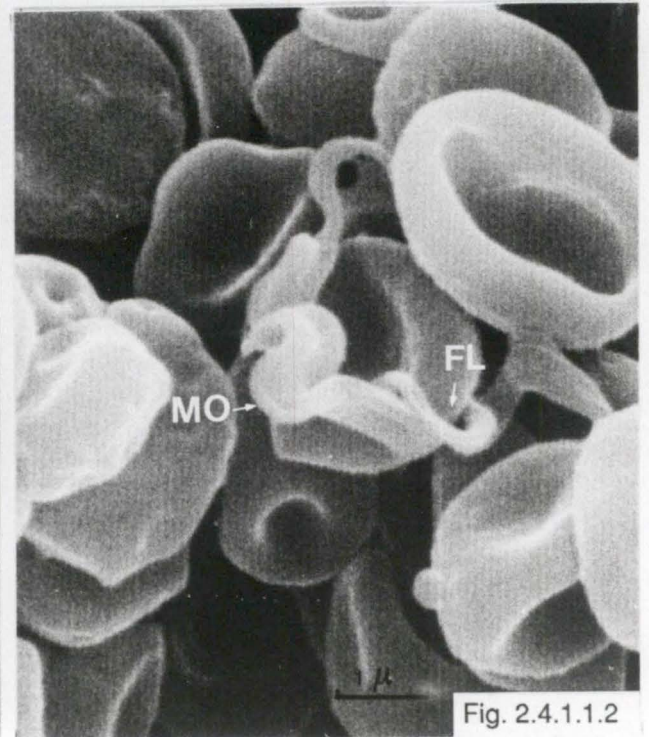
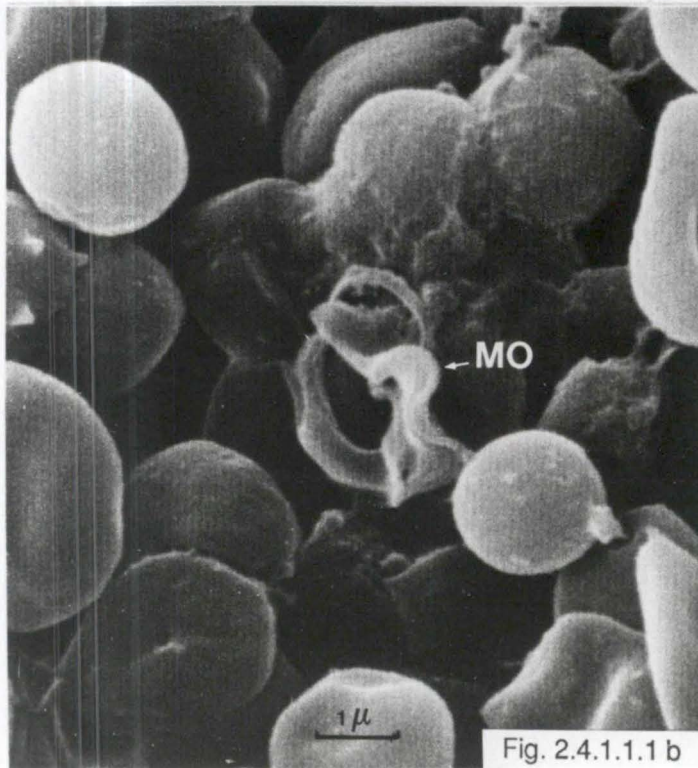
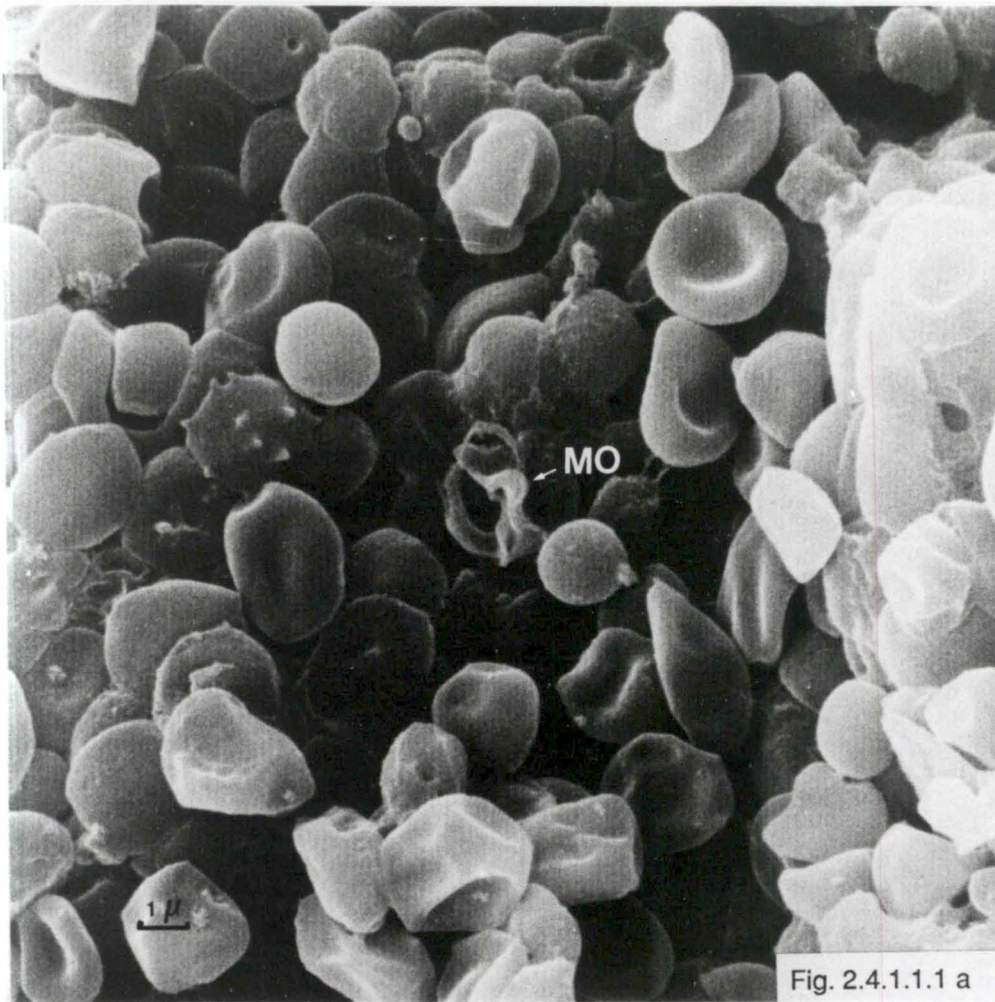


Fig. 2.4.1.1.1 a : Fig. 2.4.1.1.1 b et Fig. 2.4.1.1.2 :

Trypanosoma brucei brucei localisé au niveau de la partie antérieure de l'intestin moyen de larve de *Dipetalogaster maximus* (Uhler, 1894), stade 2, disséquée immédiatement après le repas. On observe la membrane ondulante (MO) et le flagelle (FL).
(Gross.: 6400 x ; 10800 x. et 12000 x)

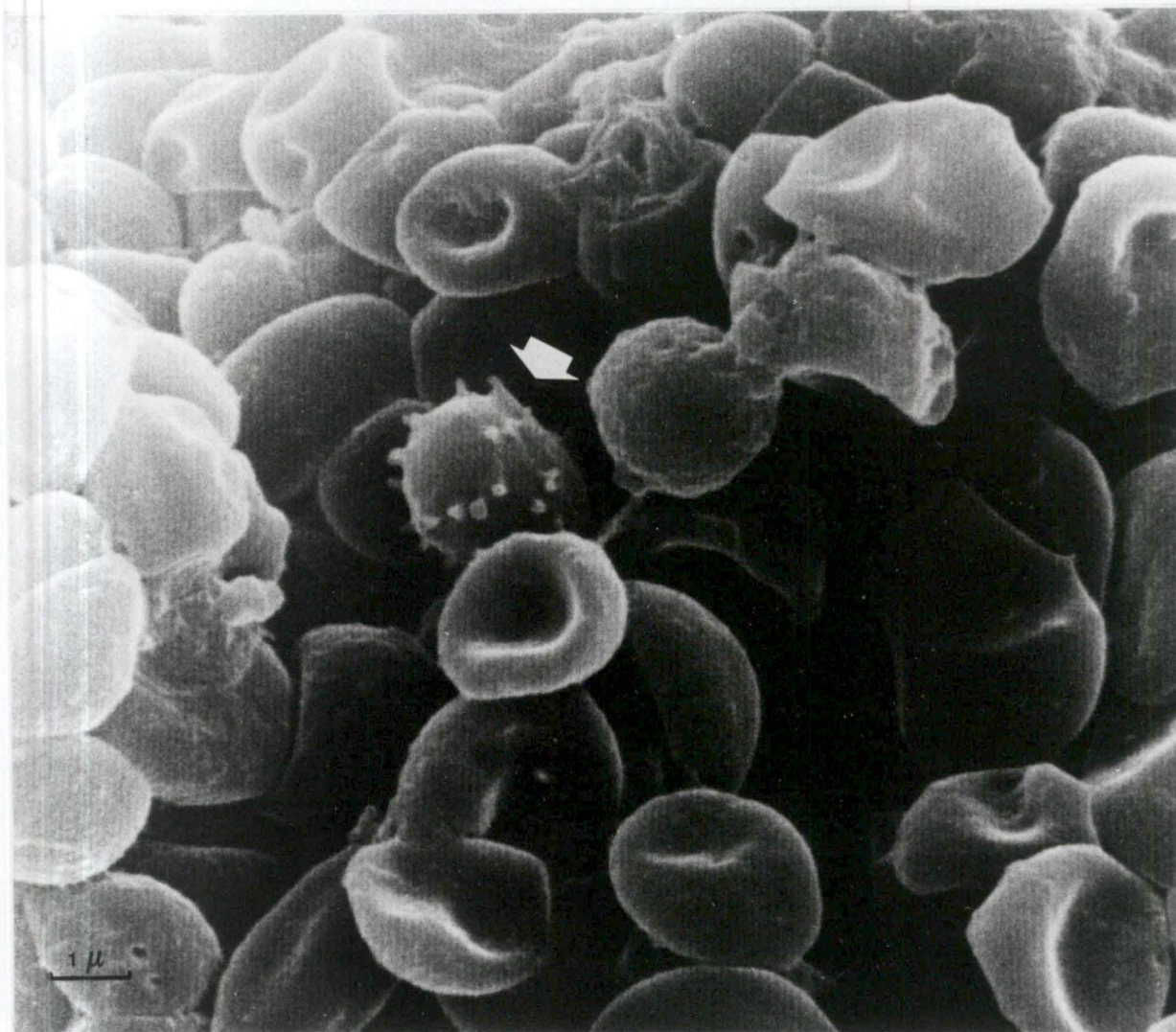


Fig. 2.4.1.1.3:

Contenu de l'intestin moyen (partie antérieure) d'une larve de *Dipetalogaster maximus* (Uhler, 1894) , stade 2 , disséquée immédiatement après le repas .

On observe des érythrocytes et un polymorphonucléaire (flèche), d'aspect morphologiquement normal .

(Gross.:10800 x.)

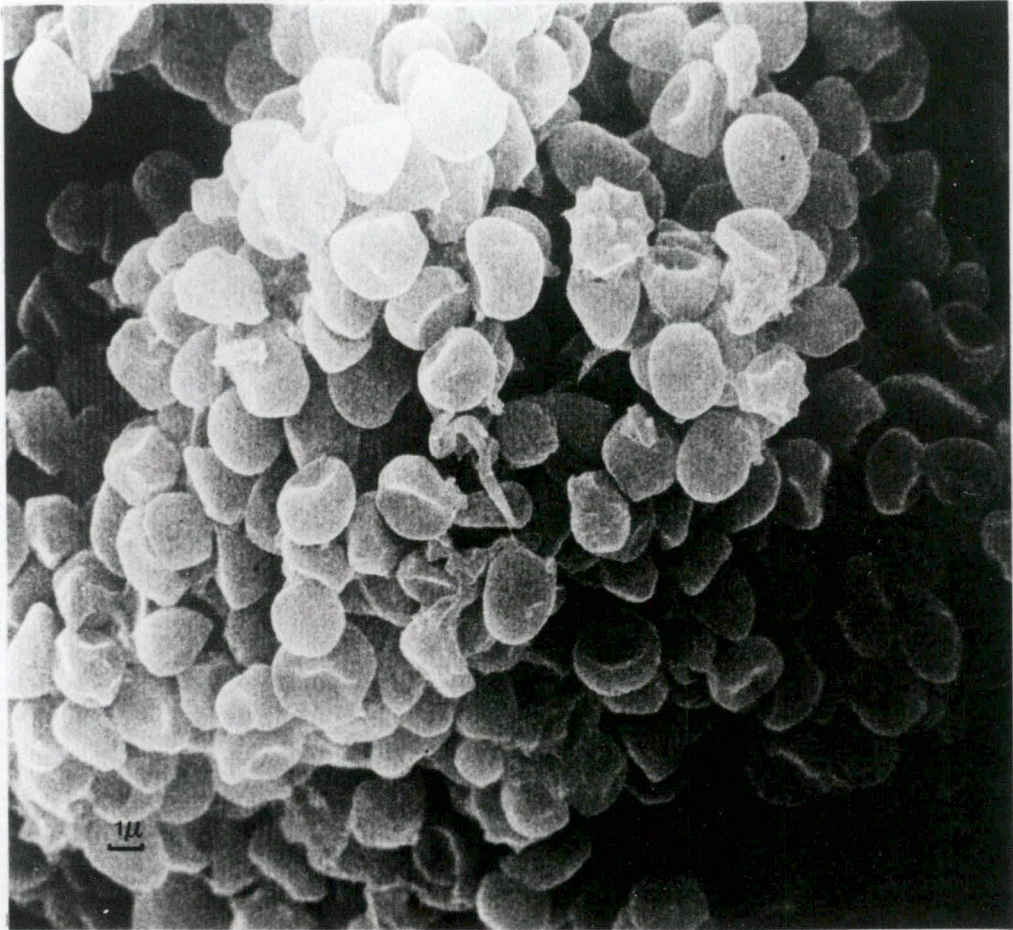


Fig. 2.4.1.2.1:

Trypanosoma brucei brucei dans la lumière de la partie antérieure de l'intestin moyen d'une larve de *Dipetalogaster maximus* (Uhler, 1894), stade 2, disséquée 2 heures après le repas.
(Gross.: 4000 x.)

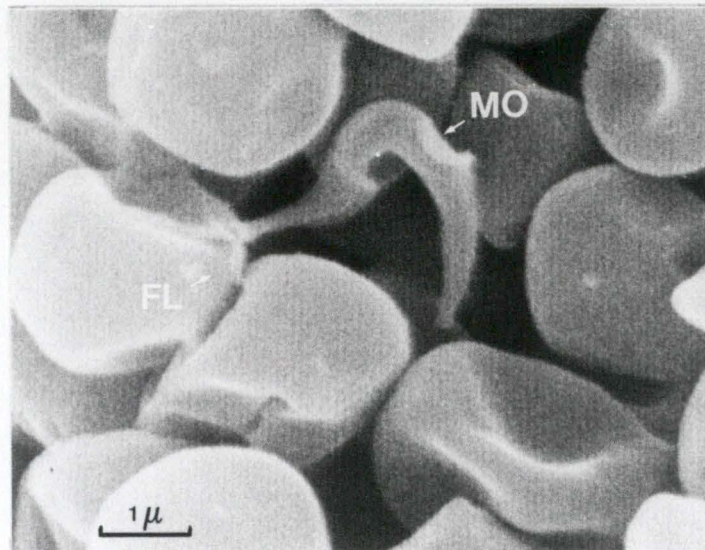


Fig. 2.4.1.2.2:

Trypanosoma brucei brucei au niveau de la partie antérieure de l'intestin moyen d'une larve de *Dipetalogaster maximus* (Uhler, 1894), stade 2, disséquée 2 heures après le repas.
On voit très bien la membrane ondulante (MO) et le flagelle (FL).
(Gross.: 12000 x.)

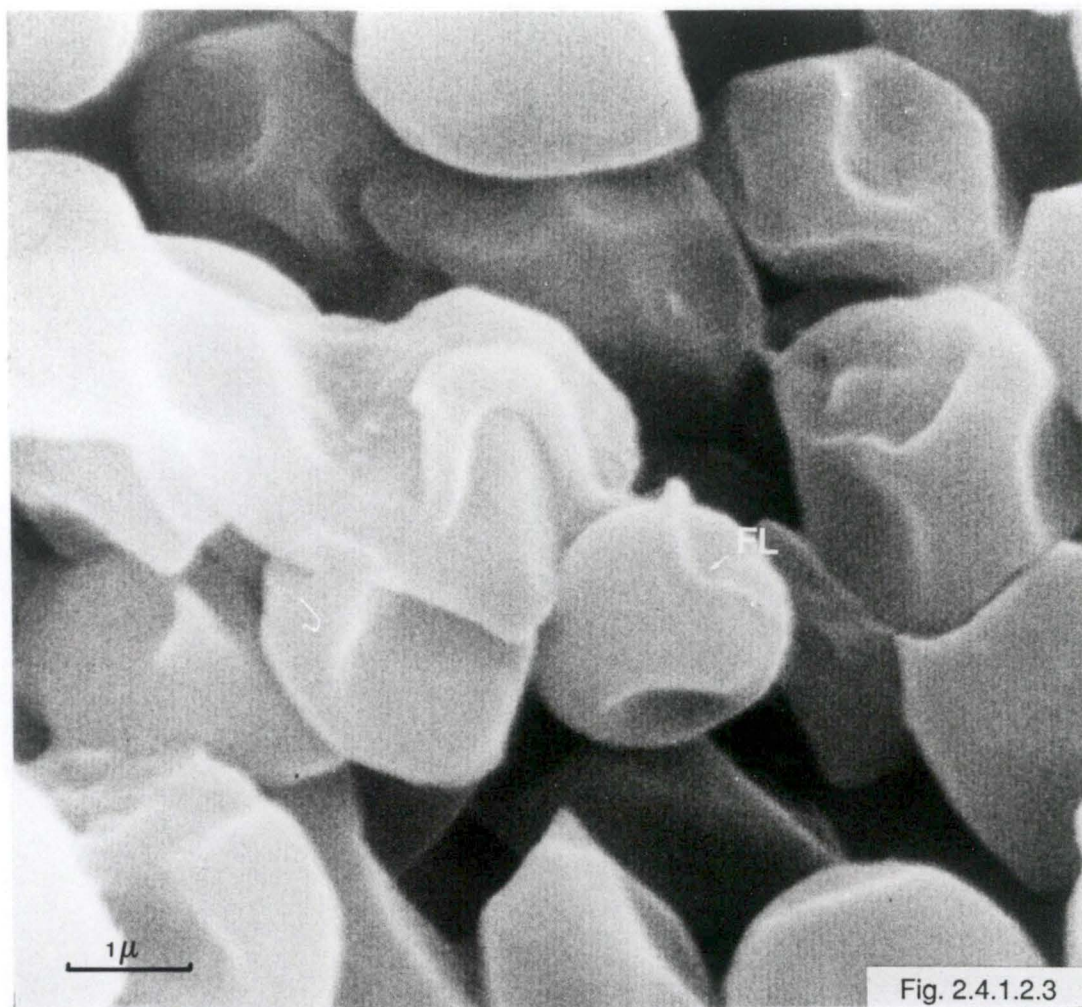


Fig. 2.4.1.2.3

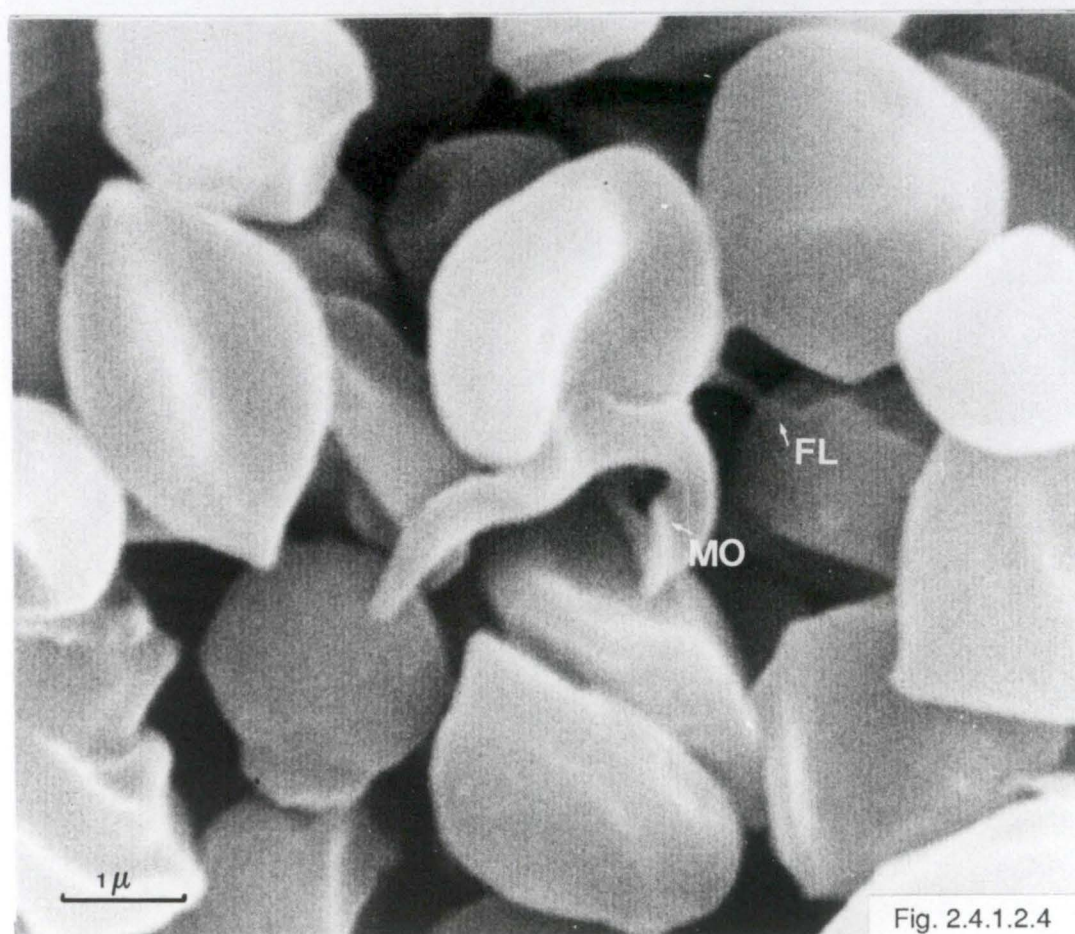


Fig. 2.4.1.2.4

Fig. 2.4.1.2.3 et Fig. 2.4.1.2.4:

Trypanosoma brucei brucei au niveau de l'intestin moyen (partie antérieure) d'une larve de *Dipetalogaster maximus* (Uhler, 1894), stade 2, disséquée 2 heures après le repas.

On voit nettement le flagelle (FL) et la membrane ondulante (MO).

(Gross.: 16000 x. et 16000 x.)

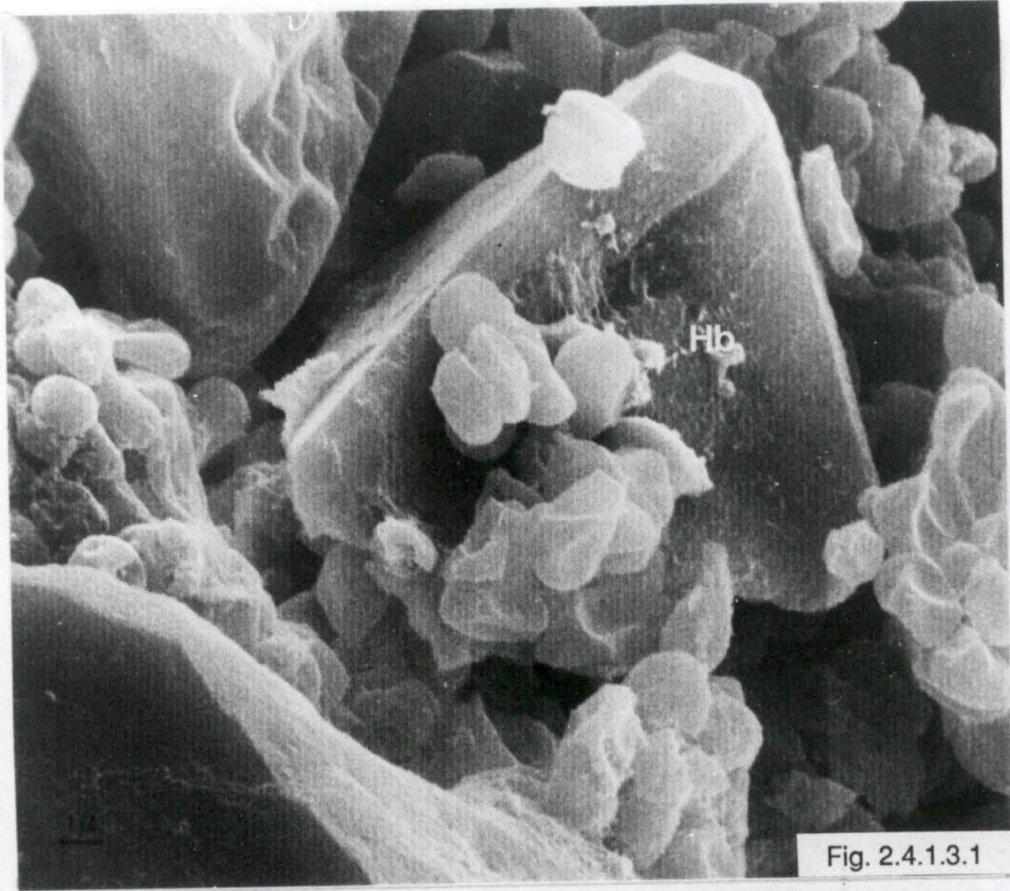


Fig. 2.4.1.3.1

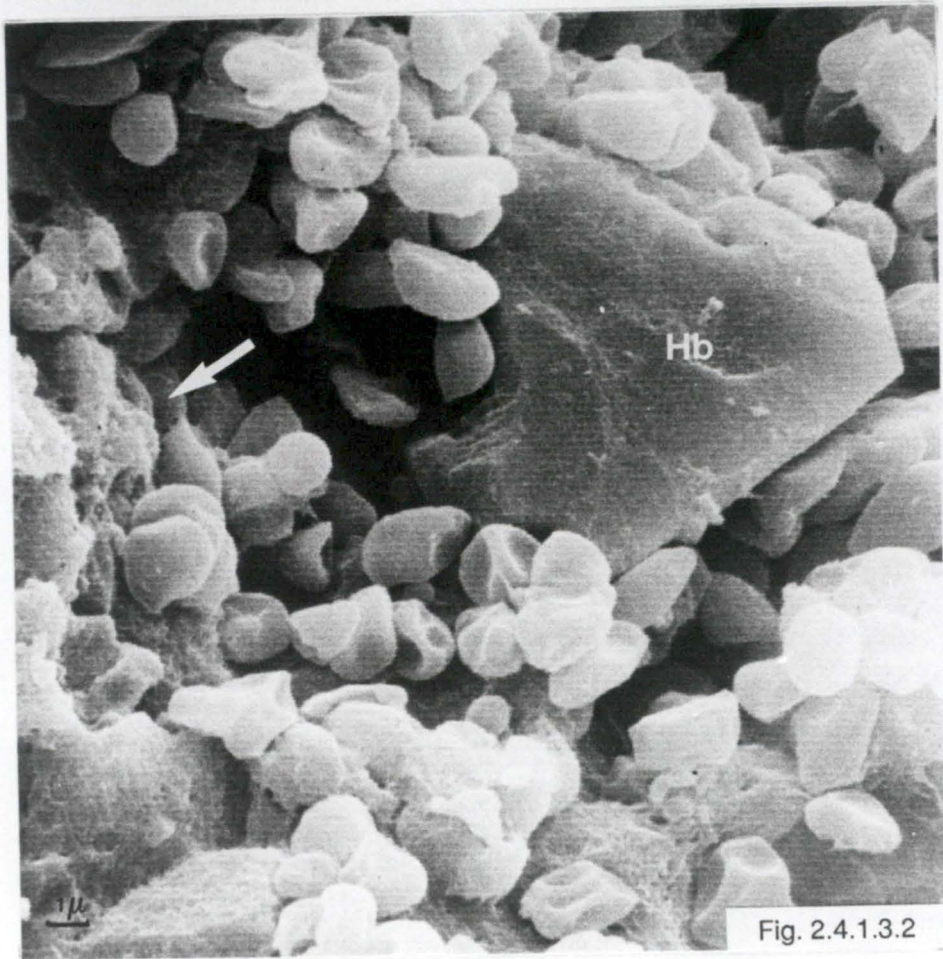


Fig. 2.4.1.3.2

Fig. 2.4.1.3.1 et Fig. 2.4.1.3.2:

Contenu de la partie antérieure de l'intestin moyen d'une larve de *Rhodnius prolixus* (Stal, 1859), stade 5, disséquée 5 heures après le repas.

On remarque la présence de cristaux d'hémoglobine (Hb) et d'une substance enrobante (flèche).

(Gross.: 4800 x. et 4800 x.)

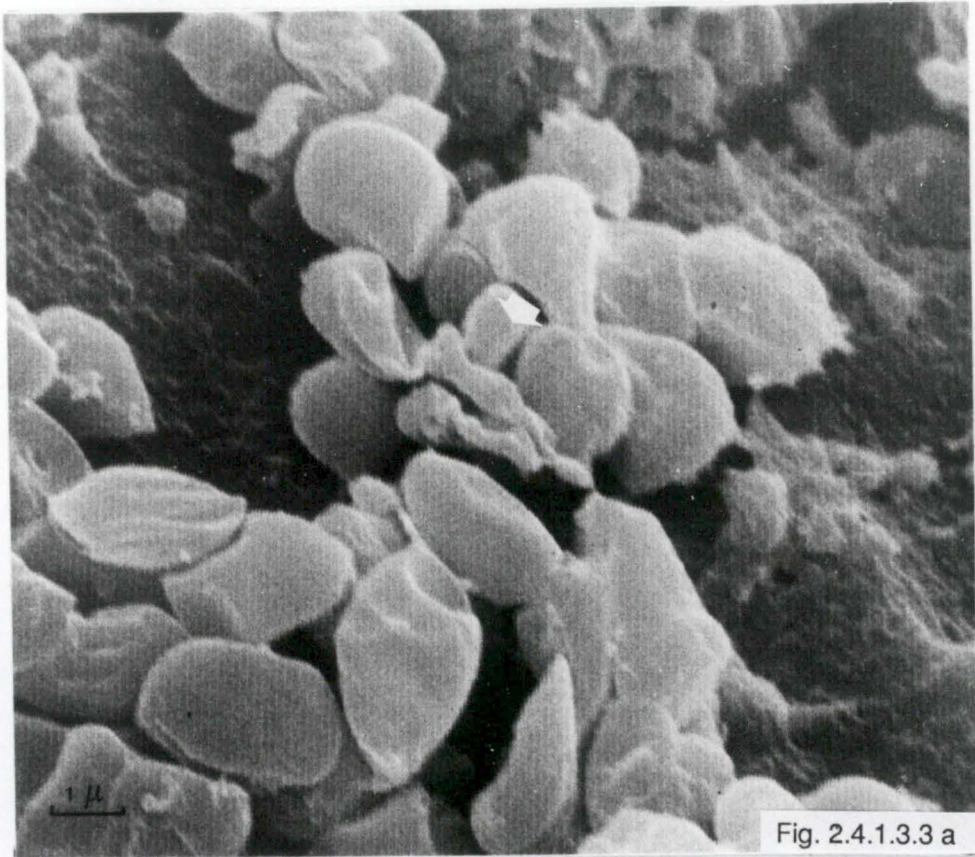


Fig. 2.4.1.3.3 a

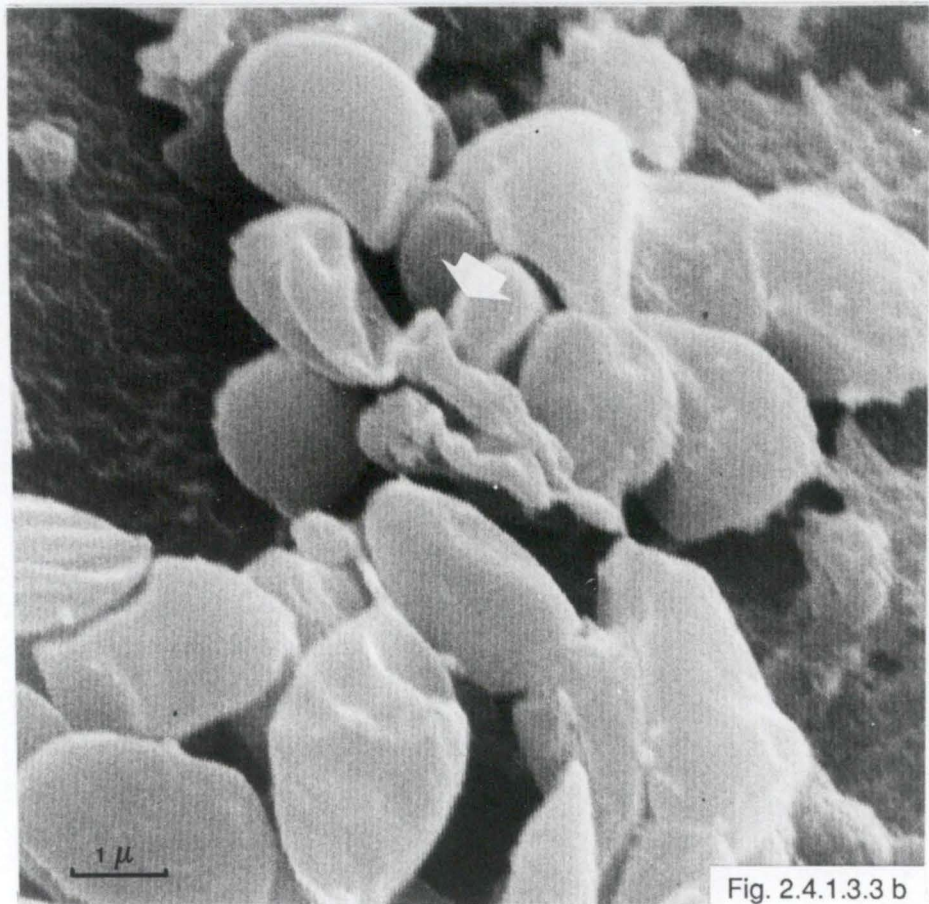


Fig. 2.4.1.3.3 b

Fig. 2.4.1.3.3 a et Fig. 2.4.1.3.3 b :

Débris probables de *Trypanosoma brucei brucei* (flèche) au niveau de l'intestin moyen (partie antérieure) d'une larve de *Rhodnius prolixus* (Stal, 1859), stade 5, disséquée 5 heures après le repas.

(Gross.: 8800 x. et 12000 x.)

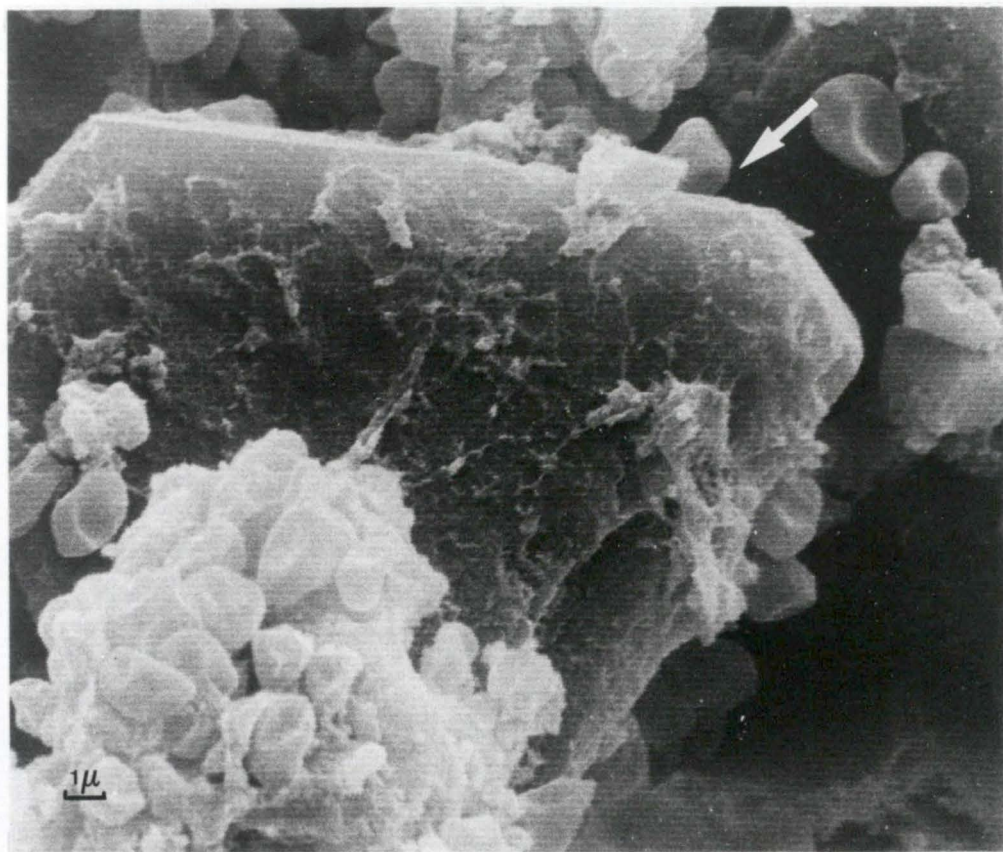


Fig. 2.4.1.4.1:

Contenu de l'intestin moyen (partie antérieure) d'une larve de *Rhodnius prolixus* (Stal, 1859), stade 5, disséquée 10 heures après le repas .

On note la présence de cristaux d'hémoglobine (flèche).

(Gross.: 4800 x.)

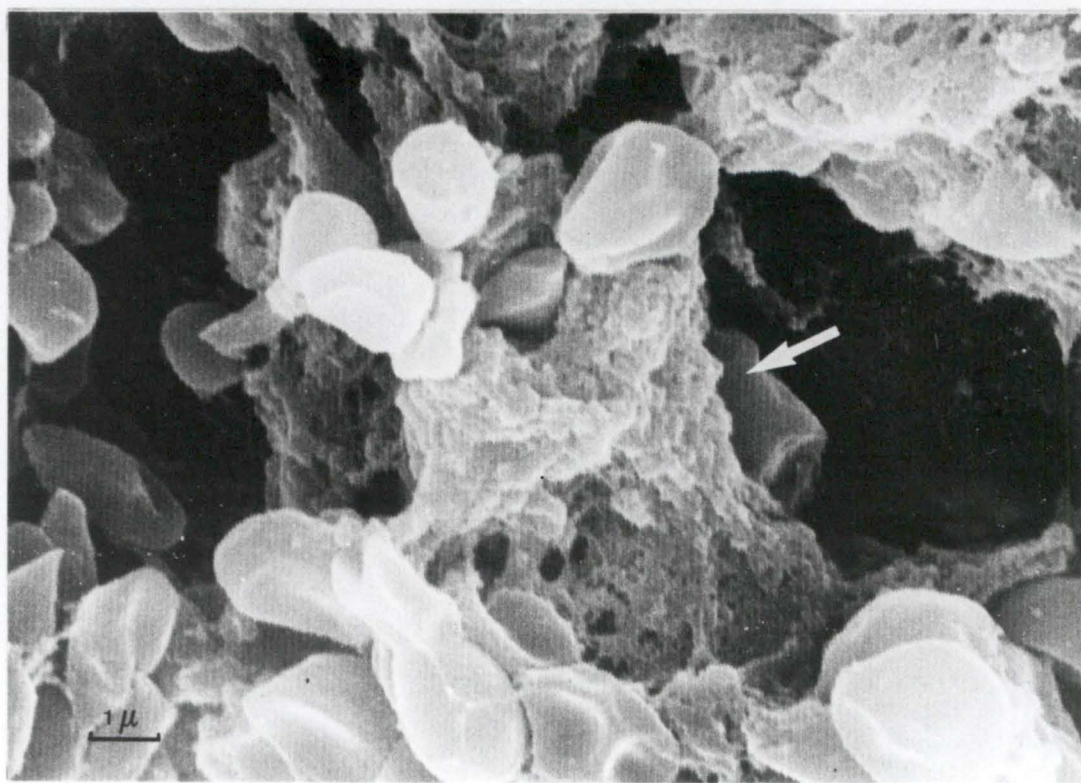


Fig. 2.4.1.4.2:

Contenu de l'intestin moyen (partie antérieure) d'une larve de *Rhodnius prolixus* (Stal, 1859), stade 5, disséquée 10 heures après le repas.

Nous observons la substance enrobante (flèche).

(Gross.: 8800 x.)

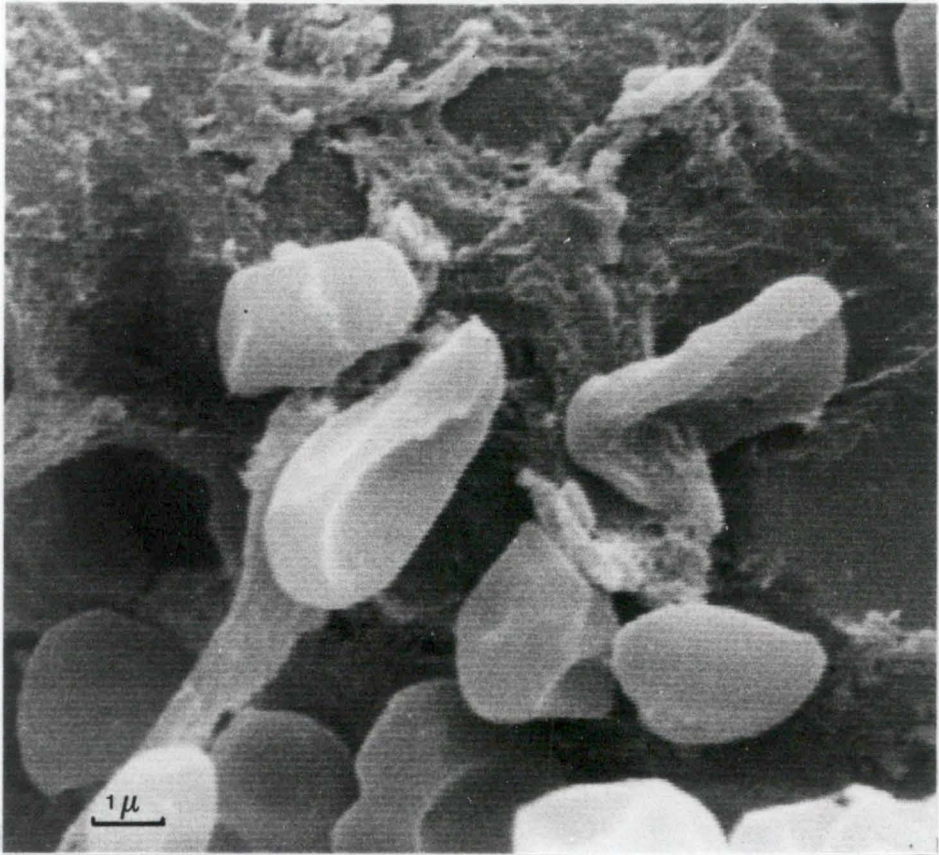


Fig. 2.4.1.4.3 :

Contenu de l'intestin moyen (partie antérieure) d'une larve de *Rhodnius prolixus* (Stal,1859) , stade 5 , disséquée 10 heures après le repas .
(Gross.: 8800 x.)

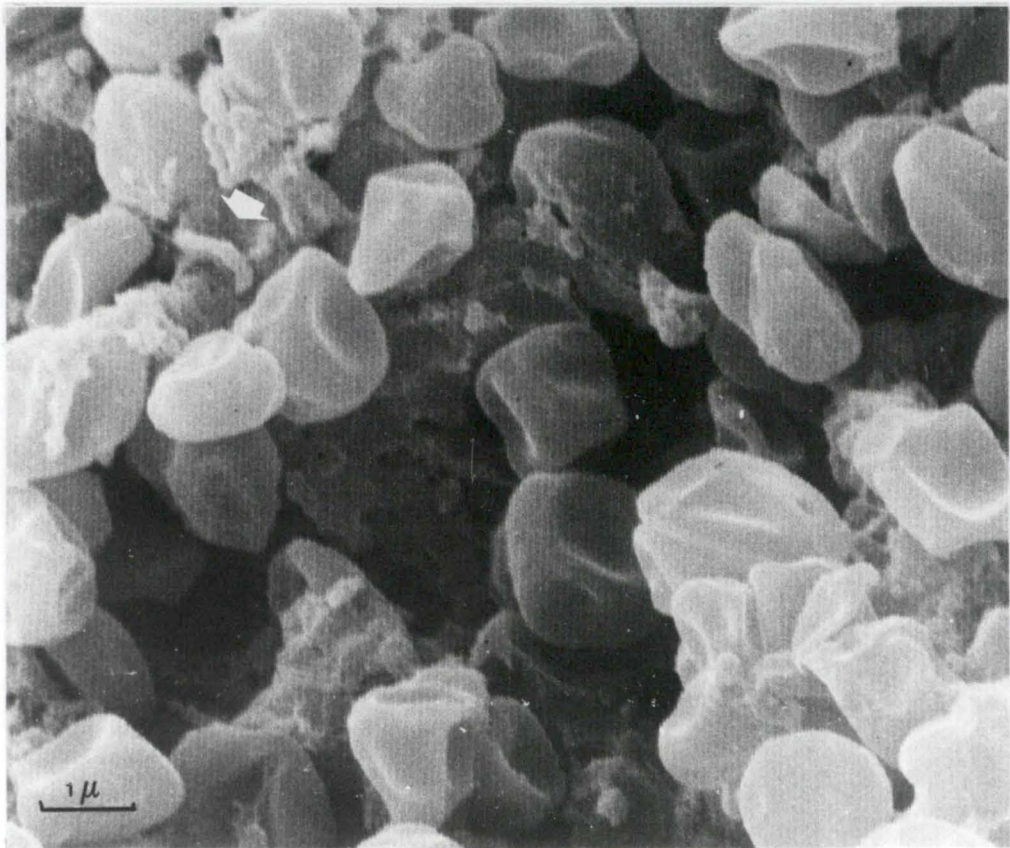


Fig. 2.4.1.4.4 :

Débris probables de *Trypanosoma brucei brucei* (flèche) au niveau de la partie antérieure de l'intestin moyen d'une larve de *Rhodnius prolixus* (Stal,1859) , stade 5 , disséquée 10 heures après le repas .
(Gross.: 12000 x.)

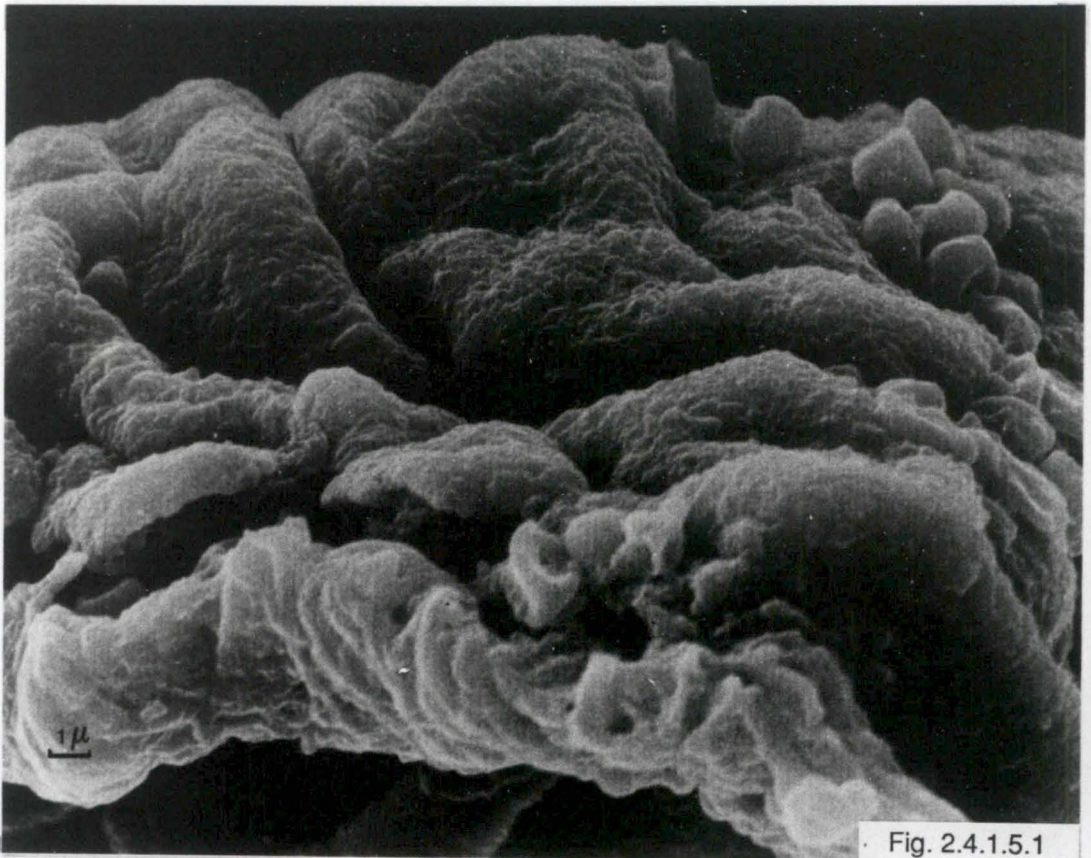


Fig. 2.4.1.5.1

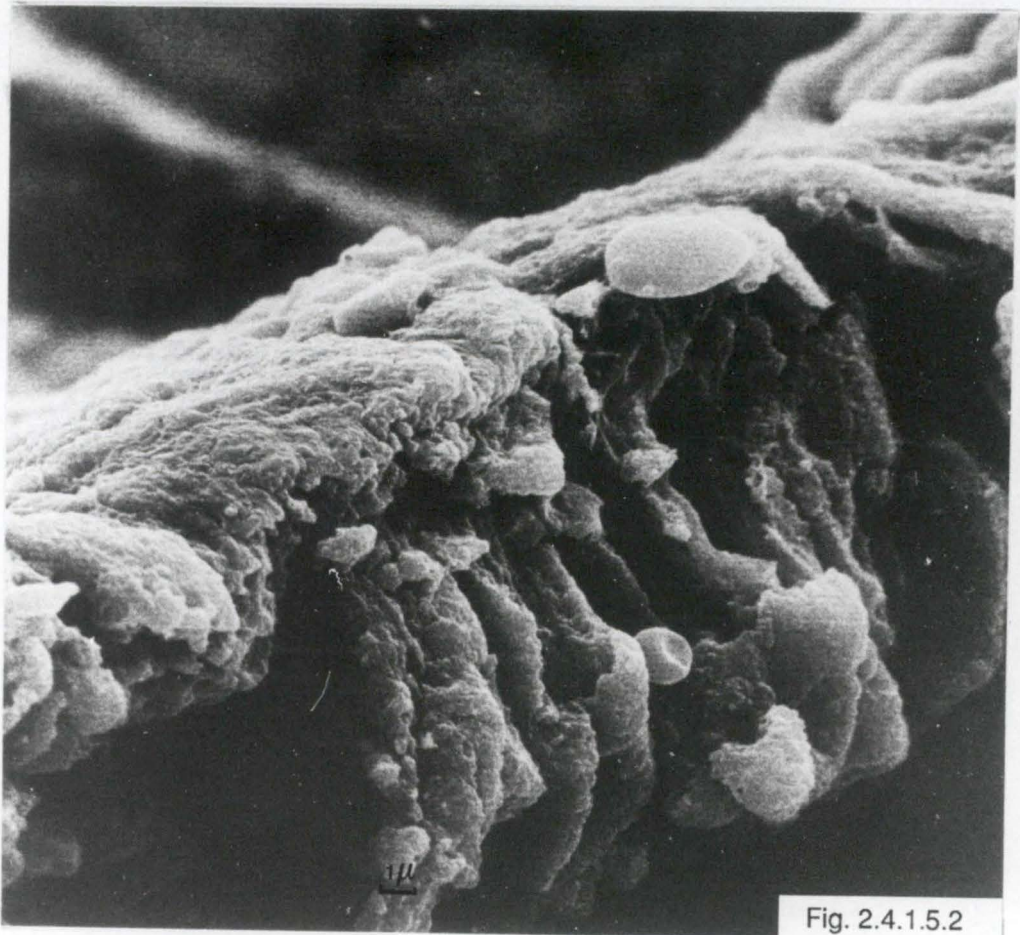


Fig. 2.4.1.5.2

Fig. 2.4.1.5.1 et Fig. 2.4.1.5.2:

Vues de la face interne de la paroi de la partie antérieure de l'intestin moyen d'une larve de *Rhodnius prolixus* (Stal, 1859), stade 5, dissection 15 heures après le repas.
(Gross.: 5200 x. et 3760 x.)

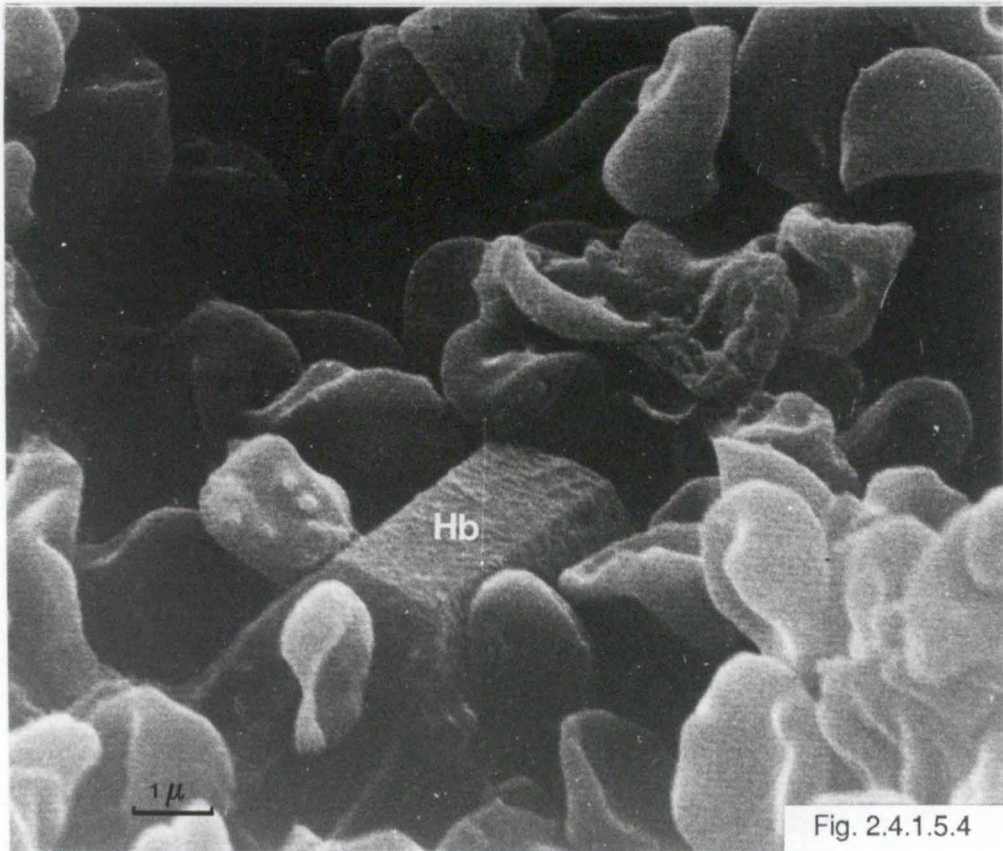


Fig. 2.4.1.5.3 et Fig. 2.4.1.5.4:

Contenu de l'intestin moyen (partie antérieure) d'une larve de *Rhodnius prolixus* (Stal, 1859), stade 5, disséquée 15 heures après le repas.

On peut voir un cristal d'hémoglobine (Hb) et la substance enrobante (flèche).

(Gross.: 8000 x. et 10400 x.)

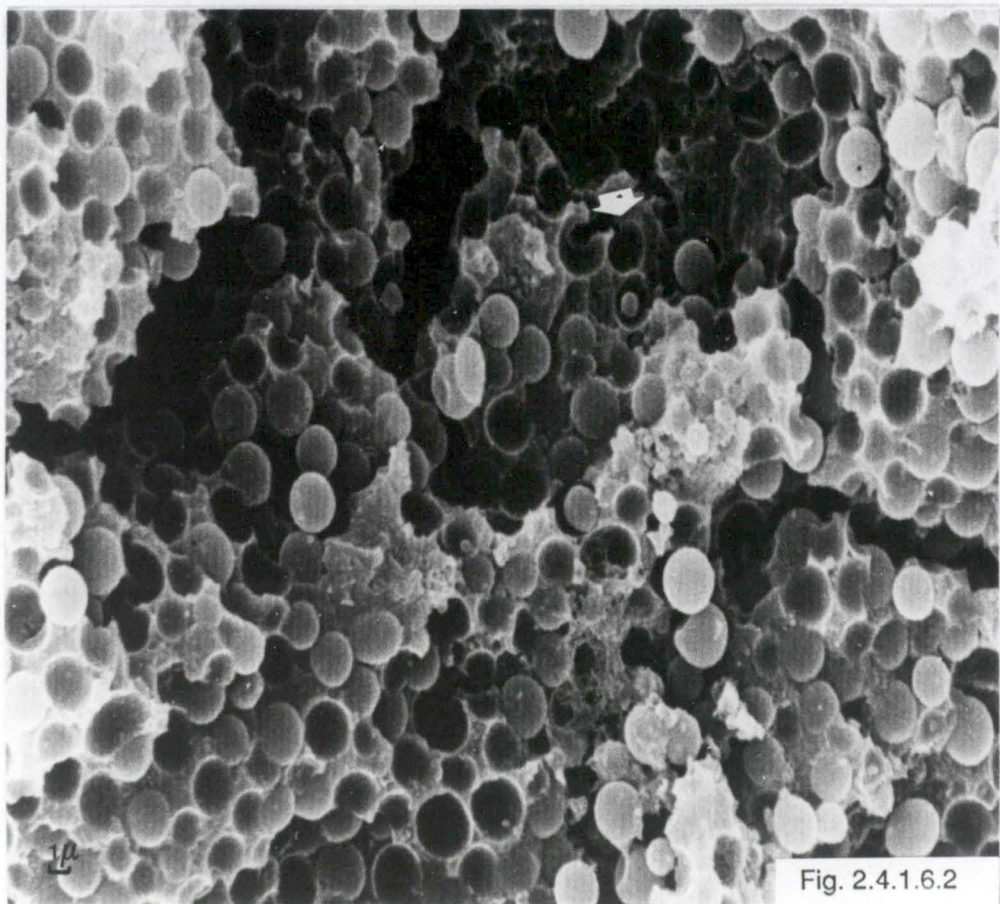
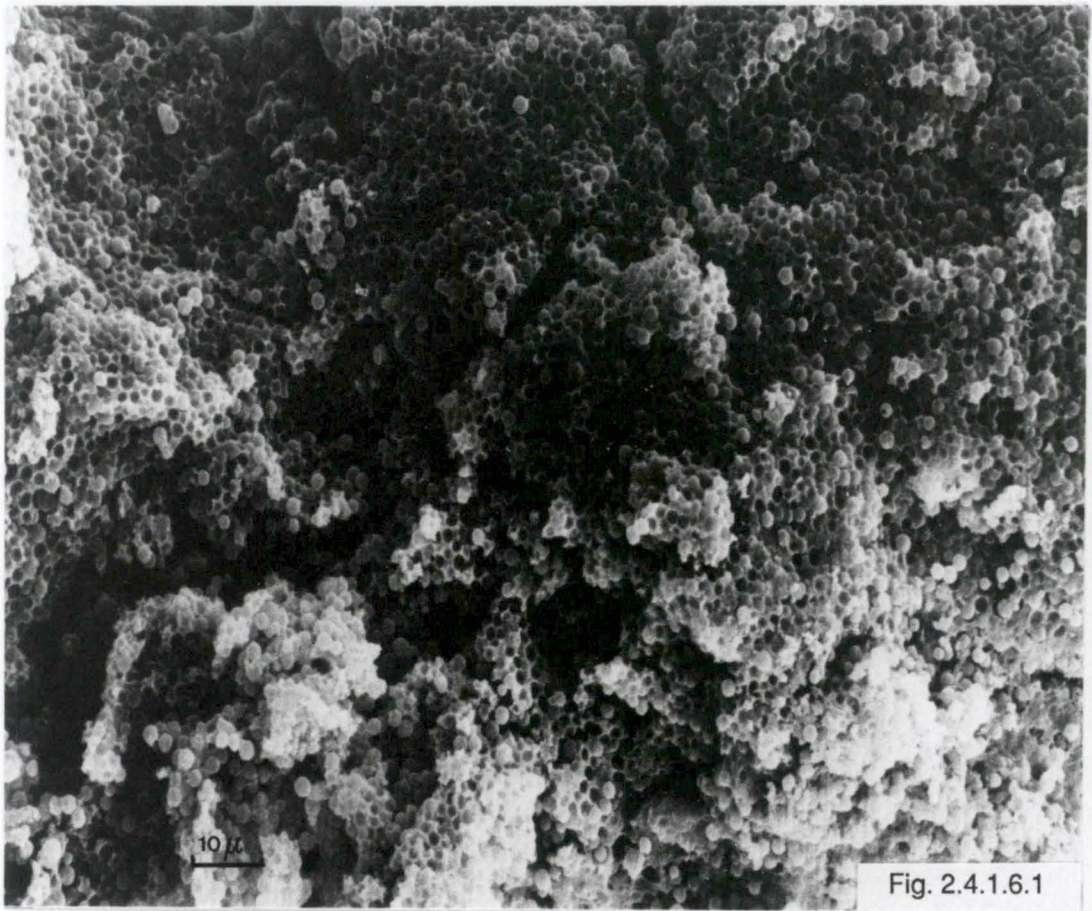


Fig. 2.4.1.6.1 ; Fig. 2.4.1.6.2:

Contenu de l'intestin moyen (partie antérieure) d'une larve de *Dipetalogaster maximus* (Uhler, 1894) , stade 2 , disséquée 2 jours après le repas .

On peut voir la substance enrobante (flèche) .

(Gross.: 880 x. ; 3200 x.)

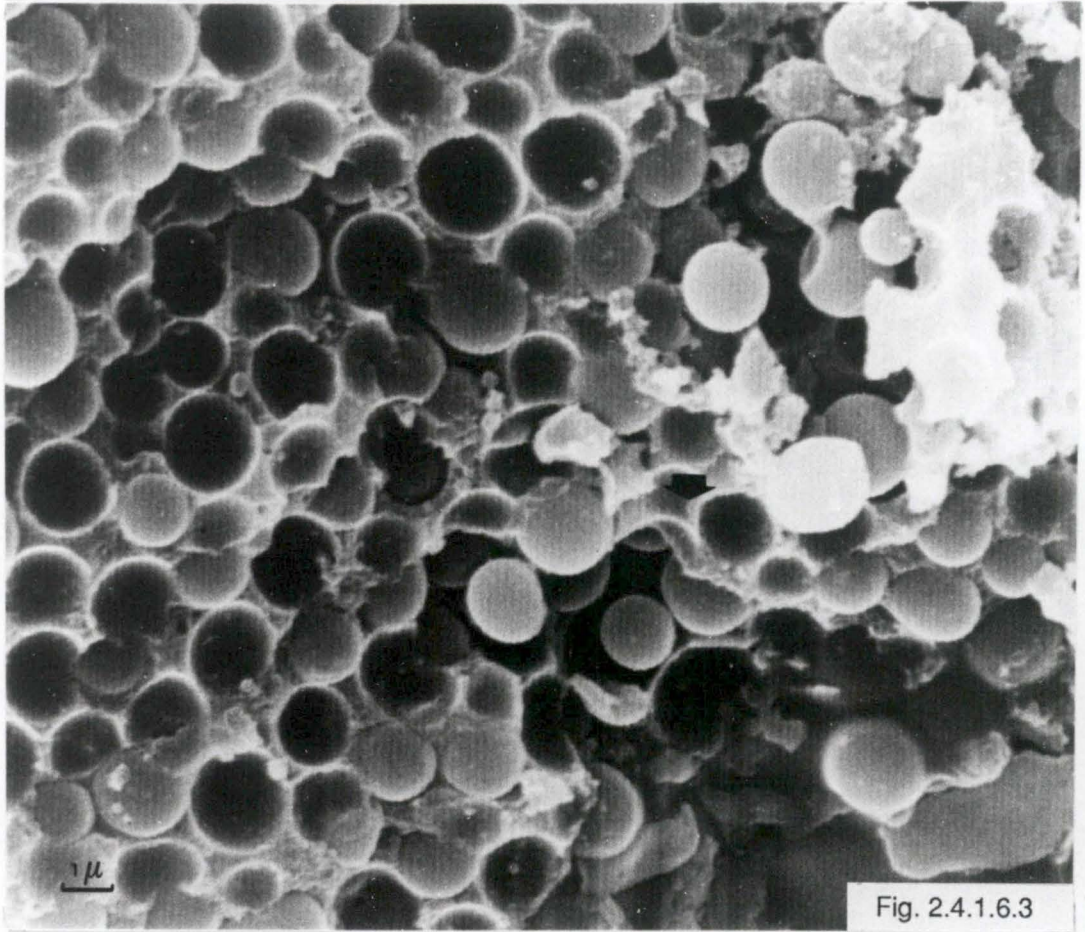


Fig. 2.4.1.6.3

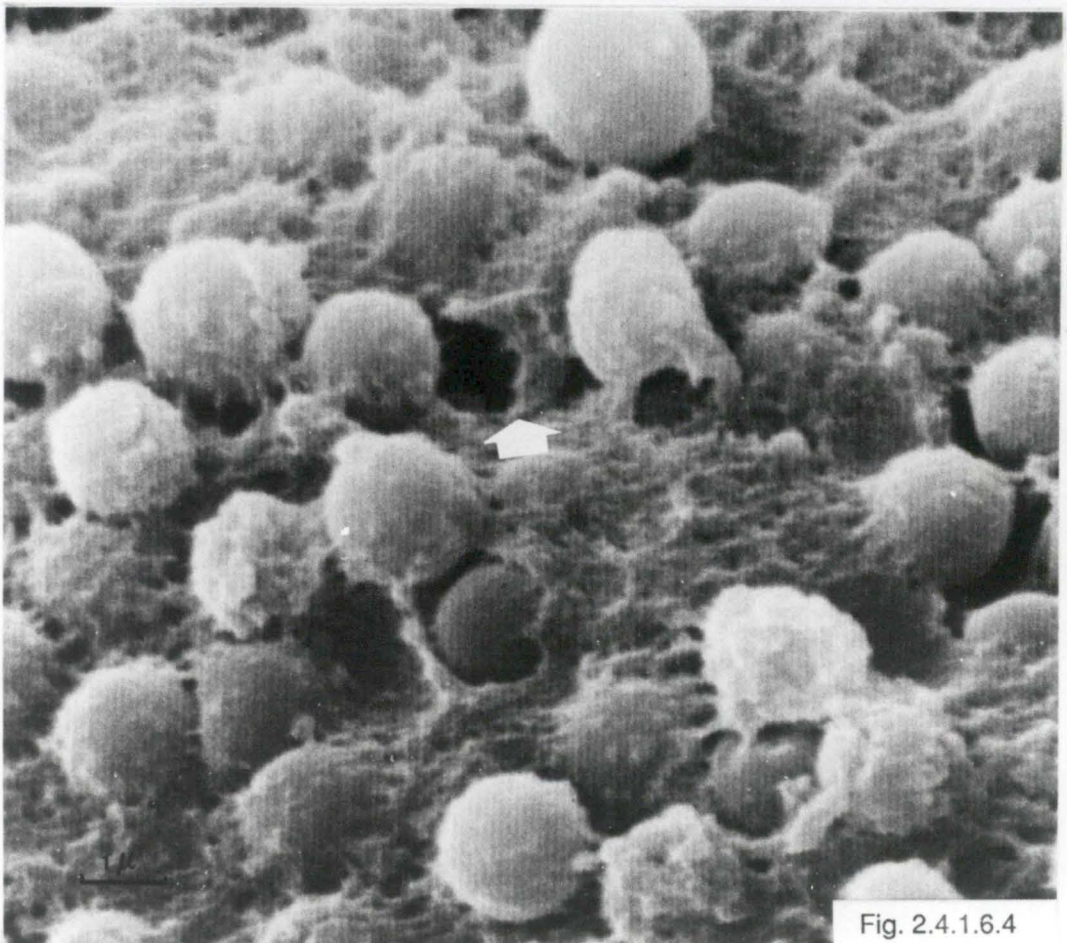


Fig. 2.4.1.6.4

Fig. 2.4.1.6.3 et Fig. 2.4.1.6.4:

Contenu de l'intestin moyen (partie antérieure) d'une larve de *Dipetalogaster maximus* (Uhler , 1894) , stade 2 , disséquée 2 jours après le repas.

On peut voir la substance enrobante (flèche).

(Gross. : 6400 x. et 10800 x.)

CHAPITRE 3. DISCUSSION ET CONCLUSION :

Trypanosoma b. brucei , étudié dans ce travail , est transmis par des glossines du groupe *palpalis*. Les formes infestantes ou métacycliques inoculées lors de la piqûre de ce vecteur , sont uniquement des formes trypomastigotes. Contrairement au *Trypanosoma cruzi* , transmis par les déjections des triatomes , chez qui les formes infestantes sont des formes soit trypomastigotes soit micromastigotes.

Nous avons donc recherché la présence éventuelle de formes trypomastigotes ou micromastigotes de *Trypanosoma b. brucei* dans les déjections de triatomes.

Mais les résultats de la recherche de ces deux types de cellules sont restés négatifs. Nous pouvons donc conclure que la transmission n'est pas de type stercoral.

Dans un deuxième temps , nous avons recherché si un cycle de transmission par des triatomes pouvait exister.

Nous avons donc étudié l'intestin de ces insectes après les avoir nourris sur des rongeurs infestés massivement de *Trypanosoma b. brucei* .

Cette étude a été faite en parallèle en microscopie électronique conventionnelle et en microscopie électronique à balayage.

Nos résultats montrent que les trypanosomes se retrouvent uniquement au niveau de la partie antérieure de l'intestin moyen. Mais , cette présence n'est que temporaire , puisque ces trypanosomes subissent , après environ cinq heures , une lyse progressive mais qui est totale quinze heures après le repas.

Nous pouvons donc conclure en l'absence de cycle de transmission.

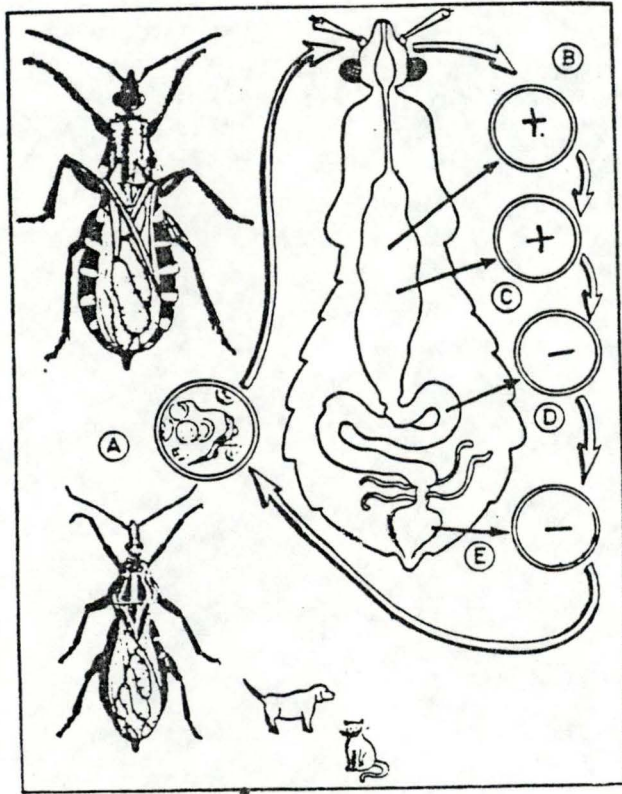
Cette lyse des trypanosomes n'est pas conféré aux macrophages puisque ceux - ci n'ont pas été observé dans la lumière du tube digestif et ceci aussi bien en microscopie optique qu'en microscopie électronique.

On peut alors se demander si cela ne serait pas dû à un pH trop basique . Or , nous avons vérifié le pH des différentes parties du tube digestif . Celui - ci est situé entre 6,8 et 7,4 , et cette hypothèse est donc à écarter.

On peut également penser à l'action d'enzymes. Mais cette étude demande une infrastructure spéciale et un très grand nombre de spécimens de triatomes. Il serait fort intéressant que ce type de programme d'investigation fasse l'objet de recherches ultérieures.

Résumé :

Résumé :



A: les triatomés sont infestés lors du repas sanguin.

B: Ces trypanosomes sont présents dans la partie antérieure de l'intestin moyen. Mais cette présence n'est que trop brève, elle est limitée environ à cinq heures.

C: Les trypanosomes gardent la forme sous laquelle ils sont aspirés lors du repas. Ils ne se transforment donc pas.

D: Pas de trypanosomes dans la partie digestive de l'intestin moyen.

E: Aucune présence de trypanosomes n'est observée dans l'intestin postérieur.

Conclusions :

1. Une transmission est possible mais celle - ci est de type mécanique.

C'est un mode d'inoculation semblable à celui observé chez les Stomoxes , Tabanidés et Siphonaptères , dans le cas de *T.vivax* , cité dans l'introduction.

On peut également établir la comparaison avec une aiguille de seringue , ceci étant illustré au point **2.1**.

2. Il n'y a pas de transmission de type stercoral. C . à . d. que l'on ne retrouve pas de trypanosomes dans les déjections.

3. Les trypanosomes ingérés survivent au niveau de la partie antérieure de l'intestin moyen ou estomac , environ cinq heures.

Ceux - ci sont ensuite totalement lysés. De sorte que l'on n'en retrouve plus dans la partie digestive et la partie postérieure de l'intestin.

BIBLIOGRAPHIE :

- BARRETTO , M.P., 1979
Epidemiologia.
 In : BRENER , Z. et ANDRADE , Z. *Trypanosoma cruzi* e doença de Chagas.
 Guanabara koogan , p. 89 – 151.
- BARRETTO , M.P., (em publicação)
Ecologia de Triatomíneos e transmissão de *Trypanosoma cruzi* , com especial referência ao Brasil.
 Rev. Soc. Brasil Med. Trop.
- BORDA , M.R.P., 1979
Breves referencia a la sistematica , bioecologia y morfologia externa de los Triatomíneos. En especial *Triatoma infestans* y *Triatoma sordida*.
 In : DAVALOS , A.R., Enfermedad de Chagas.
 Ed. Los Amigos del Libro. La Paz - Cochabamba , Bolivia , p. 83 - 97.
- BRUMPT , E., 1914
Importance du canibalisme et de la coprophagie chez les Réduvidés hématophages (*Rhodnius* , *Triatoma*) pour la conservation des trypanosomes pathogènes en dehors de l'hôte vertébré.
 Bull. Soc. Pathol. Exot. 7, p. 702 - 705.
- BRUMPT , E., 1949
Précis de Parasitologie , II.
 Ed. Masson & Cie , p. 1257 - 1273.
- BURGOS , M.H. et GUTIERREZ , L.S., 1976
The intestine of *Triatoma infestans* . I. Cytology of the midgut .
 Journal of ultrastructure research , 57 , p. 1 - 9.
- CALVO , D.E. at al. , 1979
Transmission del *Trypanosoma cruzi* .
 In : DAVALOS , A.R. Enfermedad de Chagas.
 Ed. Los Amigos del Libro. La Paz - Cochabamba , Bolivia , p.79 - 81.

- CARAYON , J.,1974
Encyclopédie des Sciences (Alpha) Zoologie.Insectes . Tome IV.
Ed. Erasme , p. 239 - 257.

- CHAGAS , C; , 1911
Nova entidade morbida do homem. Resumo geral dos estudos etiologicos e clinicos.
Mem. Inst. Osw. Cruz , **3** , p.219 - 275.

- CHAPMAN , R.F.,1985
Structure of the Digestive System.
In : KERKUT , G.A. et GILBERT , L.I. Comprehensive Insect Physiology Biochemistry and Pharmacology . Vol. 4.
Executive Editors , Pergamon Press .

- CHAVIN , P.,1956
Physiologie de l'insecte.
2^a ed. Institut National de la Recherche Agronomique , Paris.

- DIAS , J.C.P.,1979
Mecanismos de Transmissao.
In : BRENER , Z. et ANDRADE , Z. *Trypanosoma cruzi* e doença de Chagas.
Guanabara koogan , p. 152 - 174.

- FRIEND , W.G. at al.,1965
The effect of nutrient intake on the development and the egg production of *Rhodnius prolixus* Stal (Hemiptera : Reduviidae).
Can. j. Zool. , **43** , p. 891 - 904.

- FRIEND , W.G. at al., 1985
Rhodnius prolixus.
In : SINGH , P. et MOORE , R.F. Handbook of Insect Rearing.
Amsterdam,p. 345 - 351.

- GENTILINI , M. et DUFLO , B.,1977
Trypanosomiasés humaines.
Médecine Tropicale , chap.2 , p. 51 - 65.

- GOMEZ - NUNEZ ,J.C., 1964
Mass rearing of *Rhodnius prolixus*.
Bull. Org. Mond. Santé , **31** , p. 565 - 567.

- GONZALEZ , O., 1972
Chagas congenito.
An. Simp. Intern. Enferm. Chagas (Buenos Aires) , p. 101 - 108.

- GRASSE , P.P., 1976
Traité de Zoologie . Tome 8.
Ed. Masson , p. 311 - 312.

- GRELL , K.G., 1973
Protozoology.
Springer - Verlag , p. 178.

- GUTIERREZ , L.G. **1979**
Epidemiologia de la enfermedad de Chagas.
In : DAVALOS , A.R. Enfermedad de Chagas.
Ed. Los Amigos del Libro. La Paz - Cochabamba , Bolivia , p. 99- 103.

- JADIN , J.M. , 1978
Trypanosomes et Leishmanies africains.. Volume X , Fascicule 1.
Ed. J.J. Symoens , Cercle hydrobiologique de Bruxelles , p. 1 - 205.

- HEGH , E. ,1929
Les Tsé-tsé. I.
Royaume de Belgique. Ministère des colonies , p. 4-5.

- HOARE , 1965
Vampire bats as vectors and hosts of equine and bovine trypanosomes.
Acta Tropica , **22** , p. 204 - 216.

- HOWARD , J.E. et RUBIO , M.,1968
Enfermedad de Chagas congenita. I . Estudio clinico y epidemiologica de 30 casos.
Bol. Chil. Parasitol. , **23** , p. 107 - 112.

- HOWARD , J.E. , 1975
Clinical aspects of congenital chagas'disease. New approaches in American Trypanosomiasis.
 PAHO. Sc. Publ. , 318 : 8 , p. 212 - 215.

- IRIARTE , D.R. , 1983
Scientific Work . 8 . Studies about Chages'disease in Venezuela.
 Ed. Universal , Miami , Florida , p. 55 - 60.

- ITARD , J., 1981
Trypanosomoses animales africaines . II .
 In : TRONCY P.M., ITARD , J. et MOREL , P.C. Précis de Parasitologie Vétérinaire Tropicale.
 République Française. Ministère de la Coopération et du Développement. Institut d'élevage
 et de médecine vétérinaire des pays tropicaux . p. 322 - 326 et 347.

- LAPIERRE , J. , 1974
Trypanosomoses.
 In : GOLVAN , Y.J. Elements de Parasitologie Médicale.
 Flammarion , p. 271 - 288.

- LEROY , Y. , 1974
Encyclopédie des Sciences (Alpha). Zoologie . Insectes . Tome III .
 Ed. Erasme , p. 59 - 67.

- LISBOA – BITTENCOURT , A. ,1968
Transmissao congênita da doença de Chagas.
 In : CANCADO , J.K. Ed. Imprensa Oficial do estado de Minas Gerais (Belo Horizonte).

- LUMSDEN , W.H.R. et al. , 1973
Techniques with Trypanosomes.
 Churchill Livingstone , Edinburgh & London , p. 1 - 183.

- LWOFF , M. et NICOLLE , P. , 1945
Nécessité de l'hématine pour la nutrition de *Triatoma infestans* Klug (Reduviidae -
 hématophage).
 C.R. Soc. Biol. Paris , 139 , p. 879 - 881.

- MADDRELL , S.H.P. , 1963
Control of ingestion in *Rhodnius prolixus* Stal.
Nature , Vol 198 , p. 210.
- MARINKELLE , C.T. , 1975
Epidemiology of Chagas disease in Colombia.
In : New Approaches in American Trypanosomiasis Research.
Pan. Am. Health org. Sci. Publ. , p. 318.
- MILLONIG , G. , 1961
A modified procedure for lead staining of thin sections.
J. Biophys. Biochem. Cytol. II , p. 736 - 739.
- MINTER , D.M. et al. , 1977
Quantitative studies with xénodiagnostic of *Trypanosoma (schizotrypanum) cruzi* in experimentally and naturally infected hosts.
Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg. , 71 , p. 530 - 541.
- NICOLLE , P. et MATHIS , M. , 1941
Le thermotropisme , facteur déterminant primordial pour la piqûre des Réduviidae hématophages.
C.R. Acad. Soc. Biol. (Paris) , 135 (1-2) , p. 25 - 27.
- NICOLLE ,P. et GRENIER P. , 1942
Sur les diverses modalités du mécanisme de la réplétion chez les Réduviidés hématophages et particulièrement sur le rôle du connexivum.
Ext. Bull. Soc. Pathol. Exot. , 35(1 - 2) , p. 67 - 71.
- NIEMEGEERS , K. , 1958
Durée de survie de *Trypanosoma gambiense* et de *Trypanosoma rhodesiense* dans le sang conservé destiné à des transfusions sanguines.
Ext. Ann. Soc. Bel. Méd. Trop. , 38(4) , p. 697 - 719.

- NUSSENZVEIG, G. et coll. , 1953
Ação de corantes trifenil metânicos sobre o *Trypanosoma cruzi* " in vitro ". Emprego da violeta de genciana na profilaxia da transmissão da doença de Chagas por transfusão de sangue.
Hospital , Rio de Janeiro , 44 , p. 736 - 744.

- RASSI , A. et al. , 1958
Sobre a transmissão congênita da doença de Chagas.
Rev. Goiana Med. , 4 , p. 319 - 332.

- REYNOLDS , E.S. , 1963
The use of lead citrate at high pH as an electron opaque stain in electron microscopy.
J. Cell. Biol. , 17 , p. 208 - 212.

- ROMANA , C. , 1955
Falta de la transmission hereditaria de *Trypanosoma (scizotrypanum) cruzi* en *Didelphis paraguayensis* y comentarios sobre herencia del parasito en otros mamiferos.
Mepra , 4 , p. 149 - 154.

- SCHAUB , G.A. et BÖKER , C.A. , 1986
Scanning Electron Microscopic Studies of *Blastocrithidia triatomae* (Trypanosomatidae) in the Rectum of *Triatoma infestans* (Reduviidae).
J. Protozool. , 33(2) , p. 266 - 270.

- SCHOFIELD , C.J. , 1979
The behaviour of Triatominae (Hemiptera : Reduviidae) : a review.
Bull. Ent. Res. , 69 , p. 363 - 379.

- SHERLOCK , A. , 1979
Vectores.
In : BRENER ,Z. et ANDRADE , Z. *Trypanosoma cruzi* e doença de Chagas.
Guanabara koogan , p. 42 - 88.

- SMIT , J.D.G. ; GUGGENHEIM , R. et BAUER , P.G. , 1983.
Crystallized hemoglobin in *Rhodnius prolixus* after a blood meal on guinea - pig.
Experientia , 39 , Birkhäuser Verlag , CH-4010 Basel / Switzerland , p. 1335 - 1338.

– SMITH , J.J.B. , 1985

Feedings mechanisms.

In : KERKUT , G.A. et GILBERT , L.I. Comprehensive Insect Physiology Biochemistry and Pharmacology , IV.

Executive Editors , Pergamon Press.

– VILLIERS , A. , 1977

Atlas des Hémiptères.

Soc. N. Ed. BOUBEE. Paris , p. 1 - 301.

– WIGGLESWORTH , V.B. , 1956

Insect Physiology.

London , Mathuen Co. Ltda. New - York , John Wiley et Sons , Inc.

– ZELEDON , R. , 1972

Los vectores de la enfermedad de chagas en America.

Simposio Internat. Enfermedad de Chagas , p. 327 - 345.

– ZELEDON , R. , 1974

Epidemiology , modes of transmission and reservoir hosts of Chagas ' disease.

In : Symposium on Trypanosomiasis and Leishmaniasis , with special reference to Chagas ' disease (Ciba Foundation Symposium) .

Excerpta Med. , 20(N.S.) , p. 51 - 77.

ERRATA:

Page 10 : Lire : L'estomac est une poche très dilatée qui occupe la majeure partie de la cavité générale une fois l'animal gorgé de sang.

Au lieu de : fois l'animal gorgé de sang.

Page 12 : Fig. a.7: Gross. 1x.

Page 13 : Fig. a.8 : Gross. 1x.

Page 18 : Fig. a.11 : Gross. 1,4x.

Page 20 : Fig. a.13 : Gross. 2,6x.

Page 22 : Fig. a.15 : Gross.1,7x.

Page 23 : Fig. a.16 : Gross.1,15 x.

Page 28 : Fig. b.2 : Gross. 1,3 x.

Fig. b.3 : Gross. 1 x.

Page 29 : Fig. b.4 : Gross. 1 x.