

N° d'ordre : 505

50376
1981
182-2

50376
1981
182-2

THÈSE

présentée à

L'UNIVERSITÉ DES SCIENCES ET TECHNIQUES DE LILLE

pour l'obtention du grade de

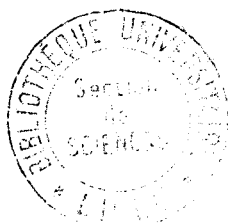
DOCTEUR ÈS SCIENCES NATURELLES

par

Gérard PRENSIER

**ETUDE CYTOPHYSIOLOGIQUE DE LA GREGARINE
DIPLAUXIS HATTI PARASITE COELOMIQUE DE
PERINEREIS CULTRIFERA GRÜBE**

(Reproduction - Infestation de l'hôte - Contrôle hormonal de la croissance)



Présentée le 12 FEVRIER 1981 devant la Commission d'Examen

ANNEXE

Planches

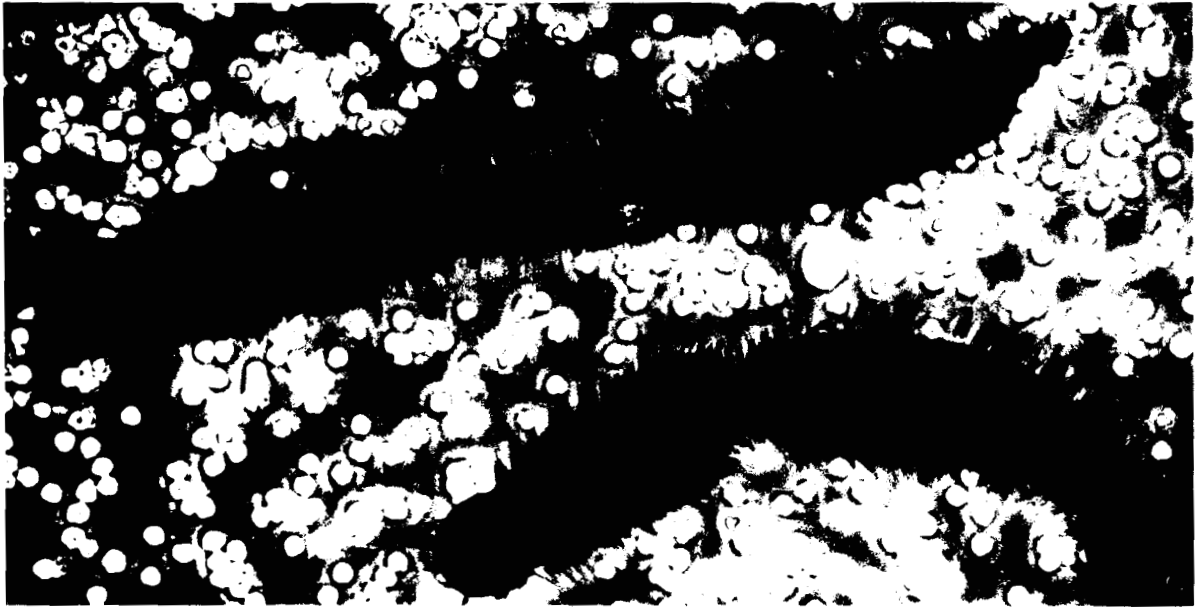
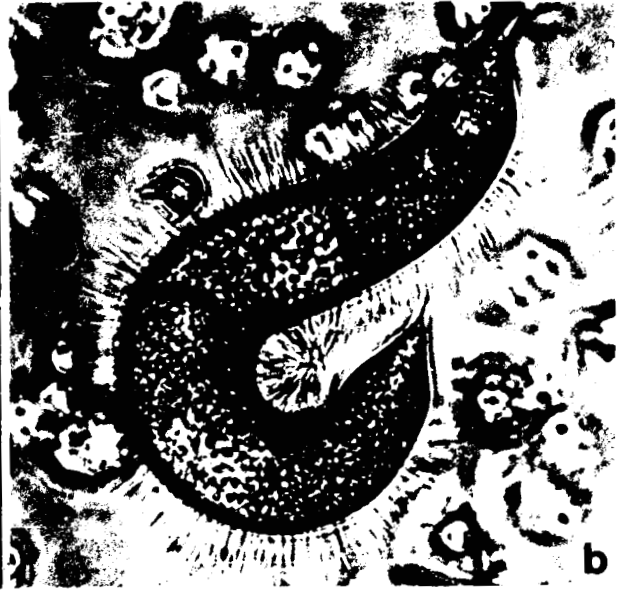
LISTE DES ABREVIATIONS.

- Am } = Amylopectine
Am' }
- B = Bourrelet latéral
- Bo = Bouchon de la spore
- c. a = Couche anhydre
- Ca. coel. = Cavité coelomique
- c. c. = Centre cinétique
- ch. = Chromatine
- D = Doublet de microtubules
- D. N. = Dépression nucléaire
- End. = Endospore
- Exo. = Exospore
- F. = Flagelle
- F. ch = Fibre chromosomiale
- fu. ext. nu. = fuseau extra-nucléaire
- G. = Golgi
- Ga. = Gamète
- g. n. = Gamète mâle de Nereis
- g. mic. = Goulot des micronèmes
- Go = Goulot de la spore
- I = Invagination de l'enveloppe nucléaire
- I. d. = Inclusion dense
- I. m. cyt. }
I. m. p. } = Invagination de la membrane plasmique
- In. Cx. int }
In. m. int. } = Interruption des membranes internes ou du complexe interne
- Kt. = cinétochore
- L. = Globule lipidique
- La. = Lanthane (hydroxyde de)
- Lu. Int. = Lumière intestinale
- ma. d. = Matrice dense
- m. B. = Lame (Membrane) basale
- mb. = Membrane
- m.c.in. = Membrane de la cellule intestinale
- m. cyt }
m. p. } = Membrane cytoplasmique
- m. ext. = Membrane externe

mic. = Micronèmes
m. int. = Membranes internes
mit. = Mitochondries
m. k. = Membrane kystique
mp. = Micropore
mt. = Microtubule
mt. c. = Microtubules continus
mt. F. = Microtubules flagellaires
mt. kt. = Microtubules cinétochoriens
mt. s. p. = Microtubules sous-pelliculaires
m. v. = Membrane vacuolaire
mv. = Microvillosités
mv. int. = Microvillosités intestinales
N. = Noyau
N. p. = Noyau progamique
P. = Paroi
Pa. = Paroi du gamonte
Po. = Pore nucléaire
P. S. = Paroi de la spore
P. Z. = Paroi du zygote
R. = Rhoptrie
rd. cyt. = Reliquat cytoplasmique
r.e. = Réticulum endoplasmique
r. e. g. = Réticulum endoplasmique granulaire
r. e. l. = Réticulum endoplasmique lisse
Re. f. = Réseau fibrillaire
rib. = Ribosomes
S. = Spore
Sa. G. = Saccule Golgien
St. t. = Striation transversale
t. n. = Tunnel nucléaire
v. = Vacuole
Ve. = Vésicule
V. G. = Vésicule golgienne
V. t. = Vésicule de transition
Ve. R. = Vésicule précurseur des Thoptries

- Figs a-a : Très jeunes trophozoïtes en syzygie. Leur longueur est d'environ 25 μ m, sur 3 μ m de diamètre. Ils sont animés de mouvements pendulaires rapides.
(x 1 000)
- Fig. b : Syzygie plus âgée (longueur = 250 μ m). Les microvillosités épicytaires et les inclusions cytoplasmiques sont abondantes. Les mouvements pendulaires se ralentissent.
(x 500)
- Fig. c : Trophozoïtes à mouvements péristaltiques typiques. Les noyaux sont volumineux et comportent des nucléoles sphériques.
(x 220)
- Fig. d : Gamétokyste en début d'évolution. Les noyaux végétatifs sont entrés en division et les mouvements péristaltiques se ralentissent. La paroi kystique est en cours de formation.
(x 220)





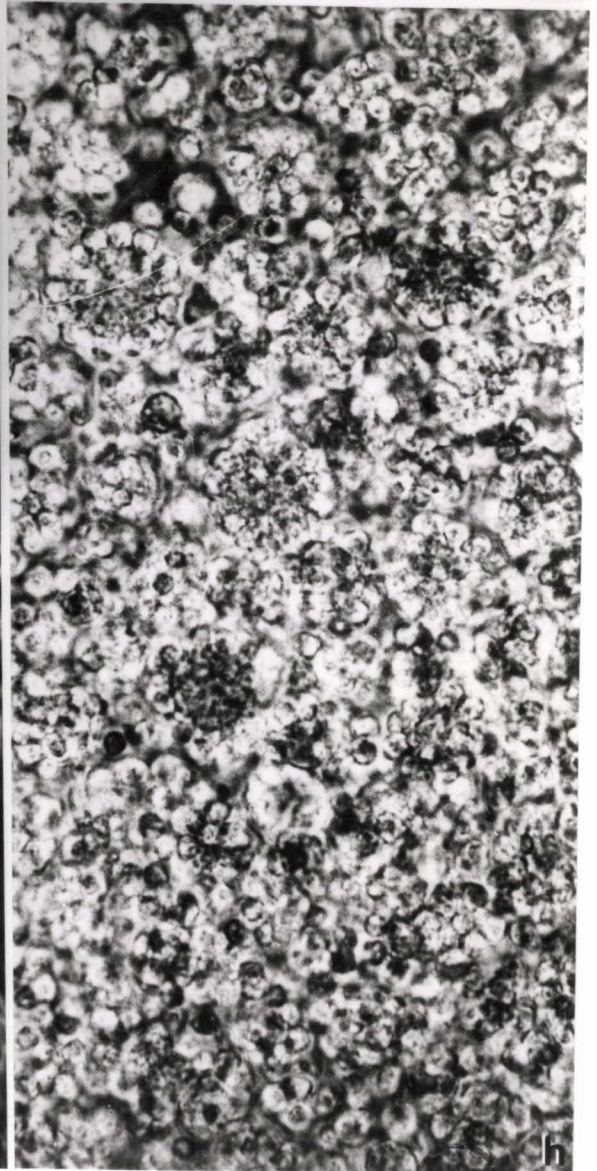
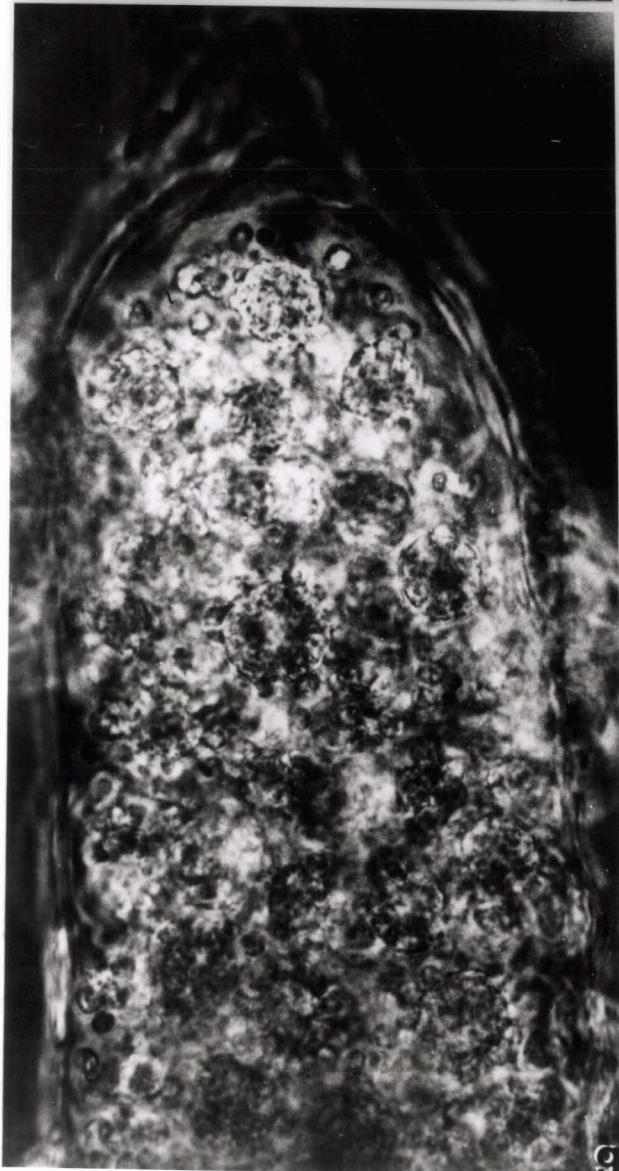
BIIS
LILLE

d

Figs e-f : Formation de la paroi du gamétokyste. Une couche translucide apparaît sur le pourtour du gamonte (fig. e) et les microvillosités se résorbent au cours de l'évolution de la coque kystique (Fig. f). Le cytoplasme apparaît plus granuleux.
(x 500)

Figs g-h : Découpage du cytoplasme ou morules au début du perlage des gamètes.
(Fig. g x 1 000 - Fig. h x 1 500)

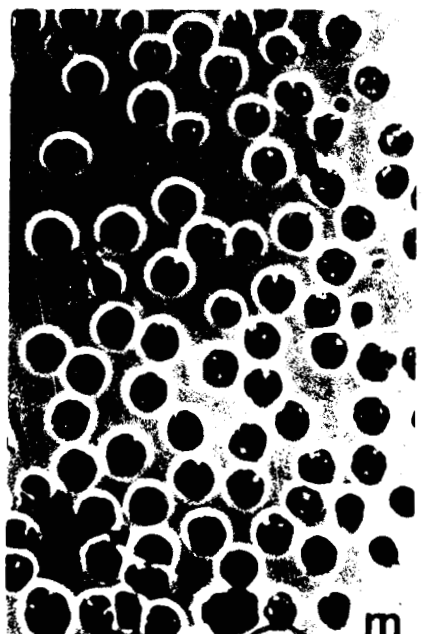
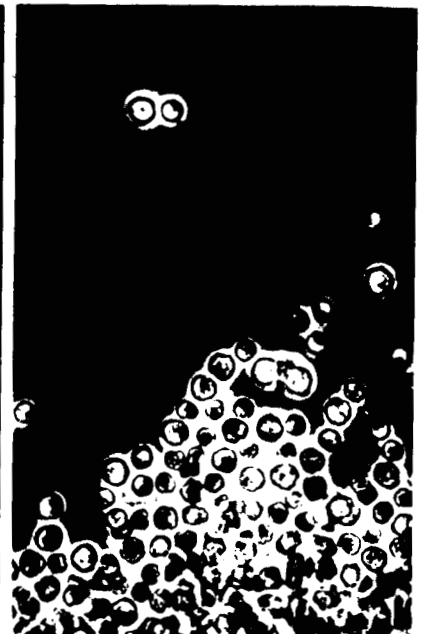
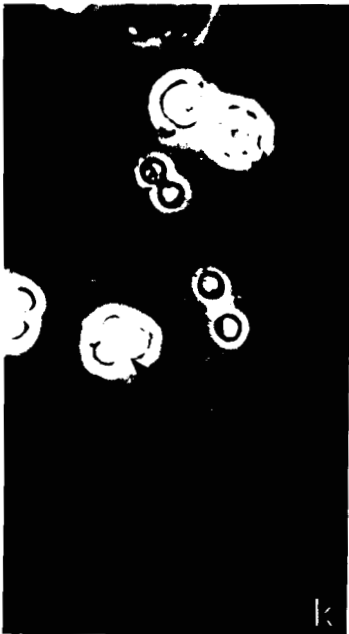
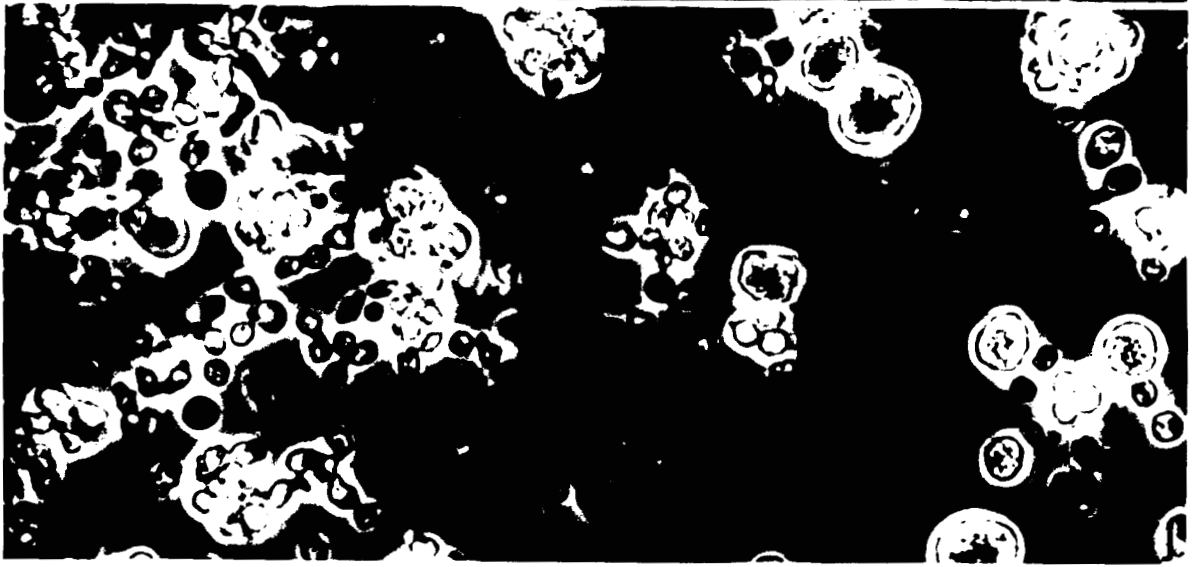
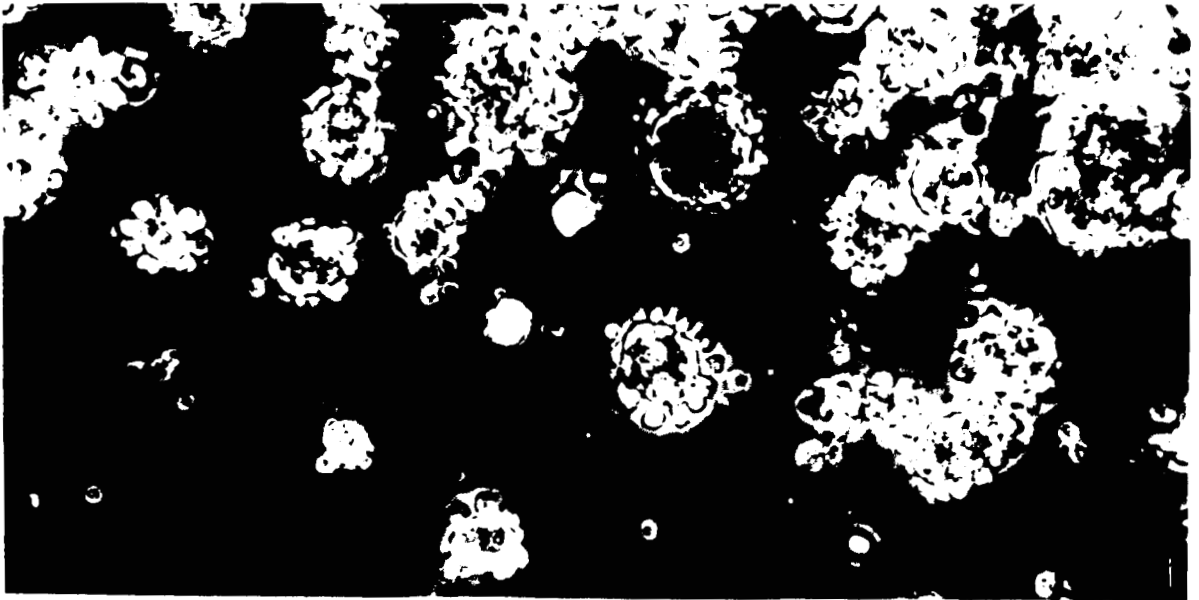




1955
12/18

- Fig. i : Les gamètes commencent à s'individualiser autour de masses cytoplasmiques sphériques, ici sur un gamétokyste éclaté.
(x 1 500)
- Fig. j : Stade plus tardif du perlage dans le gamonte mâle. Certains gamètes sont déjà libérés, mais encore immobiles.
(x 1 500)
- Fig. k : Deux gamètes mâles immobiles dont le flagelle est visible (F). Il apparaît nettement plus fin que celui des spermatozoïdes de Nereis (gn)
(x 1 000)
- Fig. l : Vue partielle d'une danse des gamètes. Les flagelles des gamètes mâles en mouvement ne sont pas visibles, mais l'on remarque la légère différence de taille entre le gamète mâle (♂) et le gamète femelle (♀).
(x 1 000)
- Fig. m : Phase de fin de fécondation avec de nombreux zygotes en mouvement. Quelques gamètes non fusionnés subsistent.
(x 1 300)



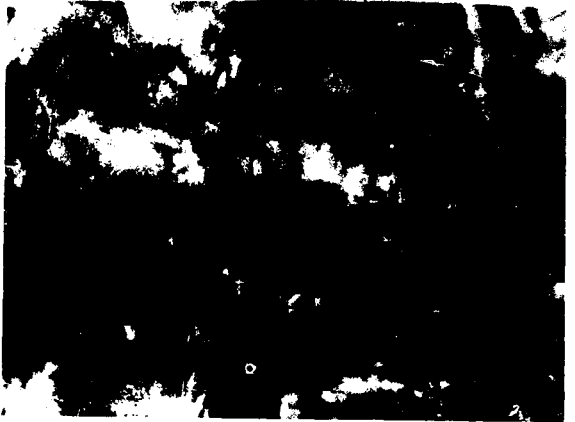
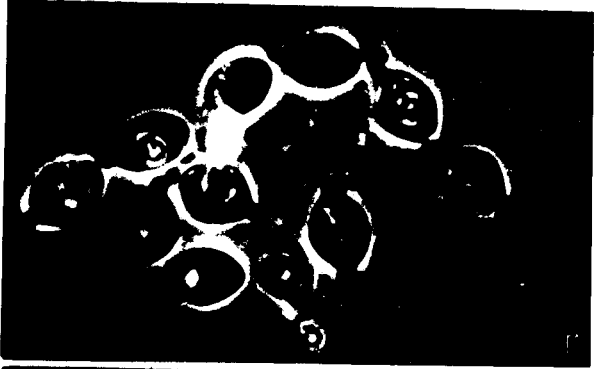
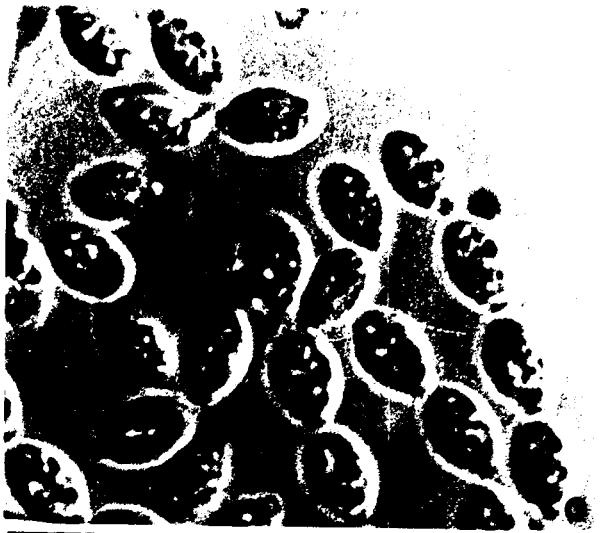
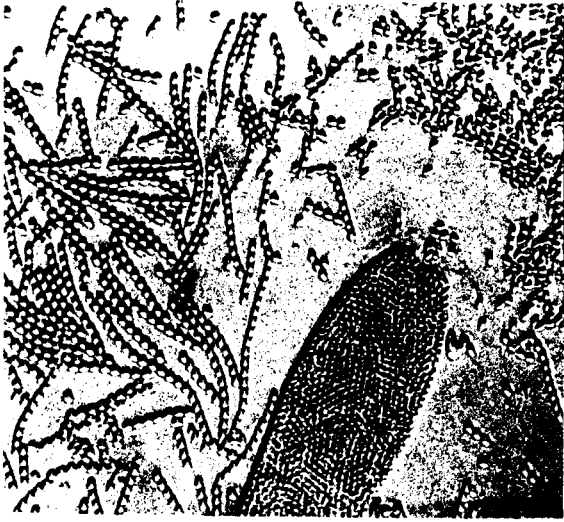


1115
LILLIE

m

- Fig. n : Sporokyste éclaté qui libère ses spores associées en longs chapelets.
(x 200)
- Fig. o : Vue à plus fort grossissement de spores libérées dans l'eau de mer. Le reliquat cytoplasmique central est important.
(x 1 900)
- Fig. p : Larve de Perinereis à 5 segments, 19 H après infestation expérimentale. Son intestin est bourré de spores de Diplauxis. (S)
(x 100)
- Fig. q : Vue partielle d'une larve 6 jours après infestation. De minuscules syzygies sont visibles dans le vaisseau sanguin dorsal.
(x 1 000)
- Fig. r : Excystation in vitro 5 à 6 H après contact avec du broyat intestinal, les sporozoïtes (s) sont libérés des sporocystes.
(x 1 800)
- Figs s-t : Excystation in vivo.
Déjà 6 H après le début de l'infestation expérimentale l'intestin de la larve contient de très nombreuses spores (Fig. s) et son écrasement entre lame et lamelle permet de voir que de nombreux sporozoïtes (s) mobiles sont libérés (Fig. t).
(x 1 000)



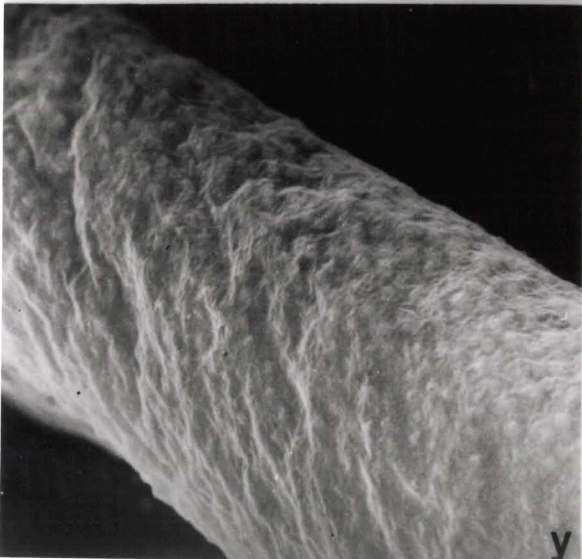
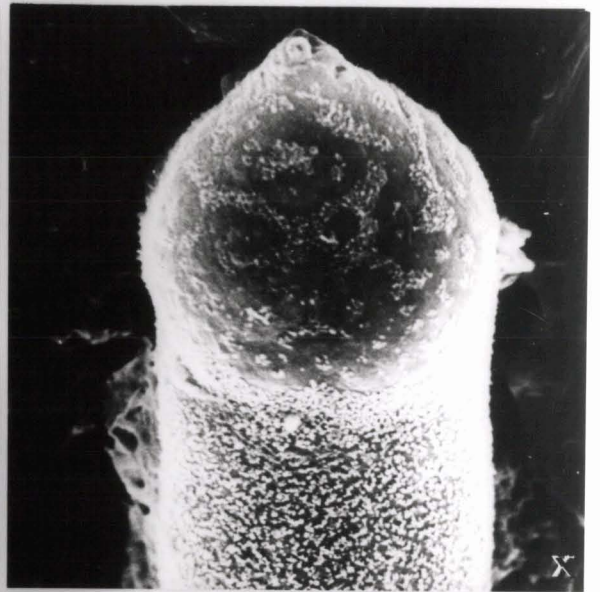
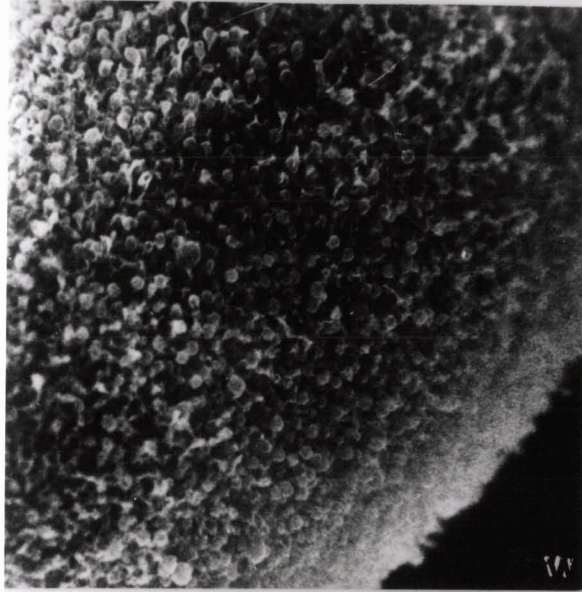
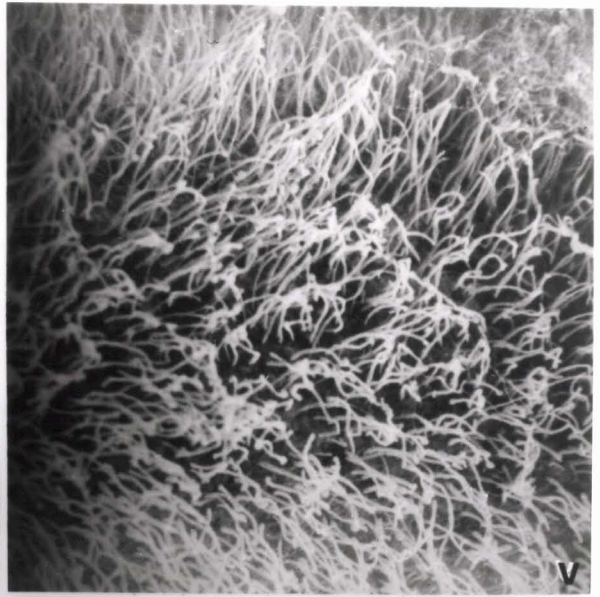


5/15
1961

DIFFERENTS STADES DU DEVELOPPEMENT DE DIPLAUXIS
EN MICROSCOPIE ELECTRONIQUE A BALAYAGE.

- Fig. u : Extrêmité d'une syzygie à mouvements pendulaires.
(x 1 400)
- Fig. v : Détail de l'épicyte d'un trophozoïte. Noter la densité
et la taille des microvillosités.
(x 3 000)
- Fig. w : Jeune gamétokyste. Les microvillosités sont en cours de
résorbption.
(X 3 000)
- Fig. x : Gamétokyste plus évolué. Les microvillosités ont pratique-
ment complètement disparu.
(x 1 000)
- Fig. y : Sporokyste mûr. La paroi kystique est lisse et les spores
sont visibles par transparence.
(x 1 200)
- Fig. z : Sporokyste dont l'enveloppe kystique est rompue. Les spo-
roblastes ovoïdes sont nombreux mais il subsiste encore
quelques gamètes non fusionnés, en particulier un gamète
mâle dont on voit une partie du flagelle (Flèche).
(x 4 000)



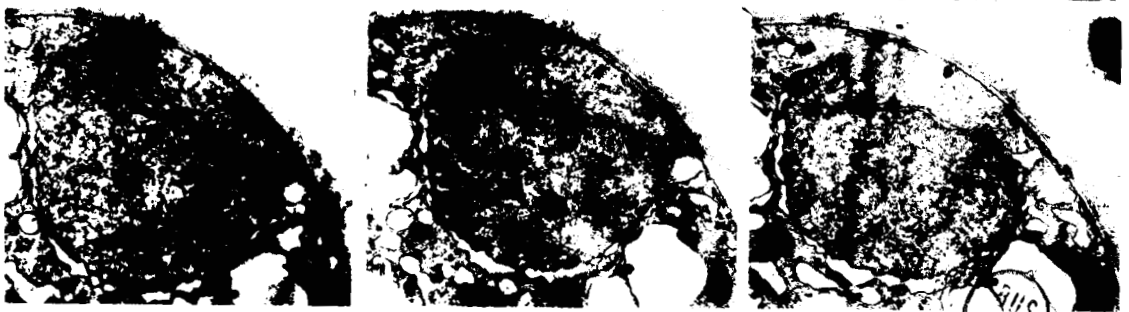
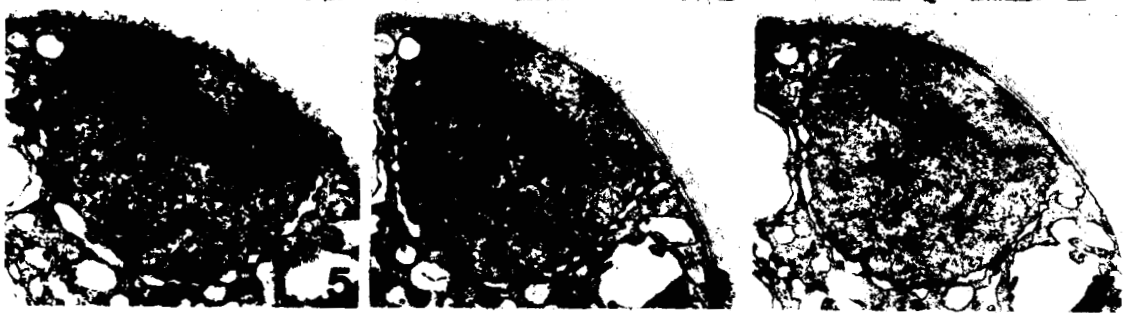
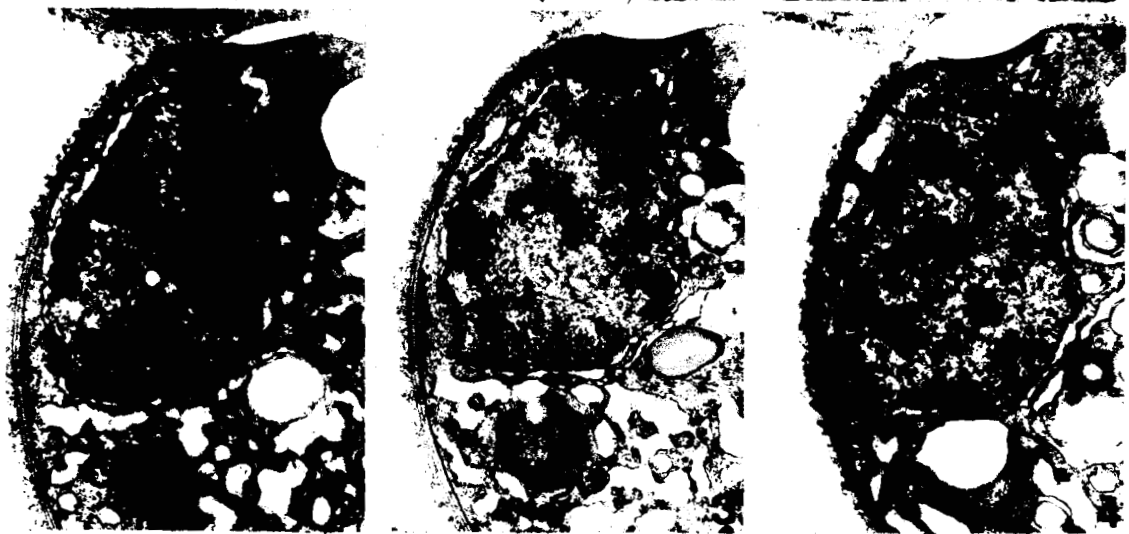
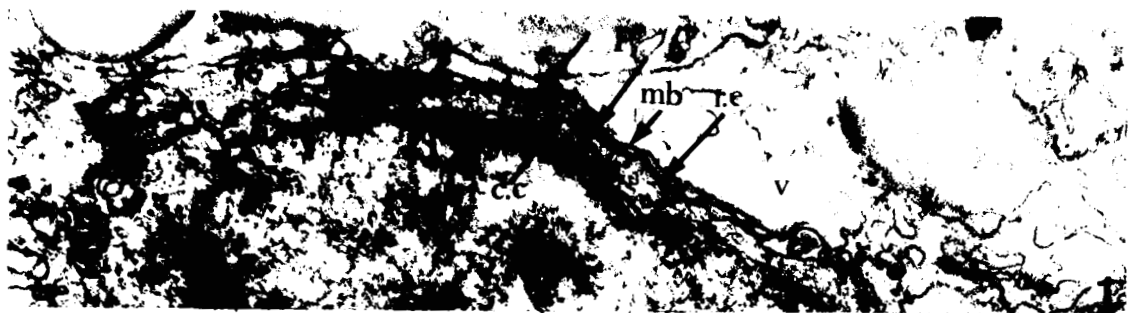


AMS
LILLE

Fig. 1 : Dans les gamontes évolués, le centre cinétique (c.c) apparaît coincé dans un large pore (P) d'une lame de réticulum endoplasmique (r.e) elle-même doublée d'une membrane unitaire (mb). Celle-ci constitue la limite de larges vacuoles (v).
(x 50 000)

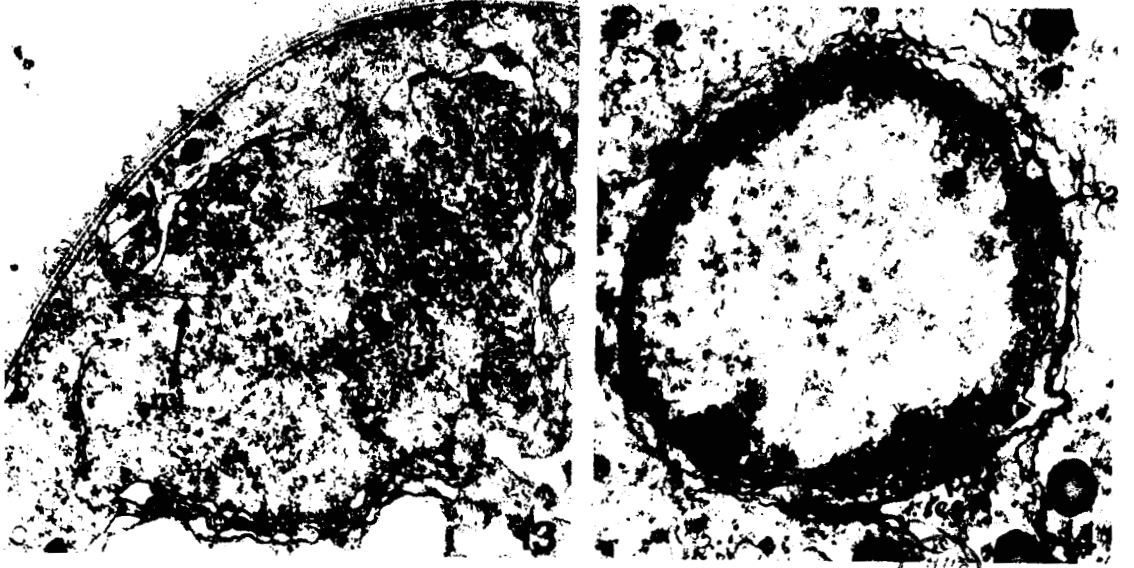
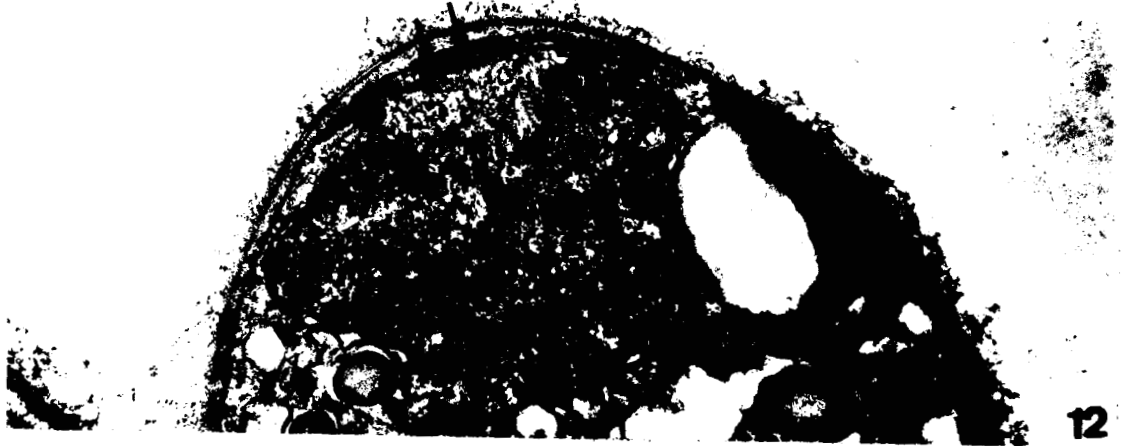
Figs. 2-3-4 : Coupes sériées montrant les deux centres cinétiques (c.c₁, c;c₂) avec début de synthèse des microtubules fusoriaux dans le sporoblaste. La chromatine commence à se condenser.
(x 27 000)

Figs 5 à 10 : Série de coupes d'un stade un peu plus avancé que le précédent. Les deux poussées microtubulaires provoquent deux invaginations (I₁ I₂) de l'enveloppe nucléaire. Remarquer les microtubules orientés centre cinétique à centre cinétique.
(x 27 000)



SHS
LILLE

- Fig. 11 : Détail d'un noyau en début de division métagamique. Les centres cinétiques (c.c₁ et c.c₂) sont relativement éloignés l'un de l'autre et leur structure apparaît nettement.
(x 37 000)
- Fig. 12 : Cette micrographie montre vraisemblablement un début de dédoublement du centre cinétique en fin de division (flèches).
(x 46 000)
- Fig. 13 : Les microtubules des deux hémifuseaux (mt) viennent de percer l'enveloppe nucléaire et pénètrent dans le nucléoplasme.
(x 46 000)
- Fig. 14 : Début de division progamique. Les deux centres cinétiques (c.c₁ et c. c₂) constitués par un amas de matériel granulaire sont en relation avec du réticulum endoplasmique.
(x 46 000)



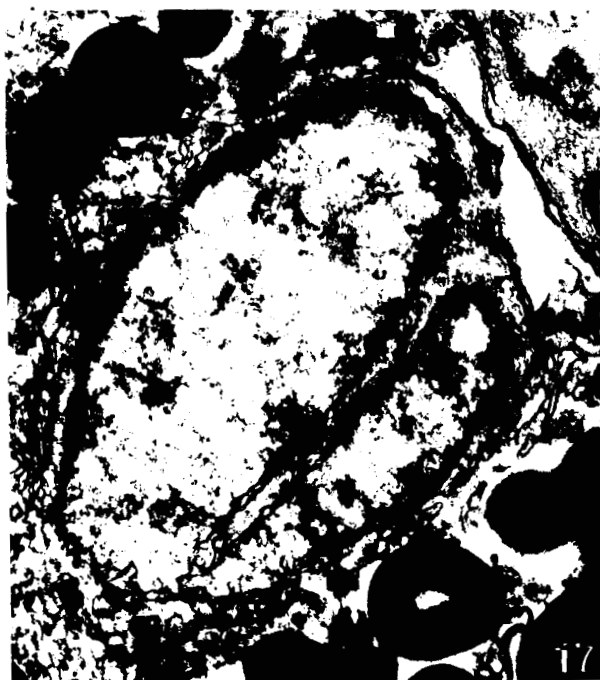
1115
1116

Figs. 15-16-17-18 : Différents plans de coupe de stades de début de division progamique. Noter la présence des centres cinétiques particulièrement nets sur la Fig. 15, et les invaginations en doigt de gant (I_1 I_2) de l'enveloppe nucléaire (Fig. 16-18) qui peuvent parfois être très profondes (Fig. 17)

Fig. 15-16-17 (x 50 000)

Fig. 18 (x 30 000)





LILLE

- Fig. 19 : Détail d'un cinétochore (kt) où apparaît la superposition de trois bandes sombres courbes à structure vésiculaire, séparées par deux zones plus claires.
(x 75 000)
- Fig. 20 : Métaphase de la division progamique. Les cinétochores (kt) sont rassemblés à l'équateur du fuseau.
(x 30 000)
- Fig. 21 : Début d'Anaphase dans le sporoblaste. Les cinétochores (kt₁ et kt₂) appartiennent à deux chromosomes fils (ch) en cours de séparation.
(x 20 000)
- Fig. 22 : Coupe transversale d'un stade identique au précédent. Les microtubules du fuseau continus au nombre d'environ 80 sont rassemblés au centre d'un anneau de chromatine. Celle-ci est toujours étroitement moulée par l'enveloppe nucléaire.
(x 30 000)
- Fig. 23 : Coupe longitudinale de métaphase montrant un microtubule (mt) parfaitement continu entre les deux pôles du fuseau (P₁ - P₂).
(x 30 000)
- Fig. 24 : Des fibres chromosomiales (f. ch) mettent en relation le pôle du fuseau (P) et le cinétochore (kt).
(x 39 000)



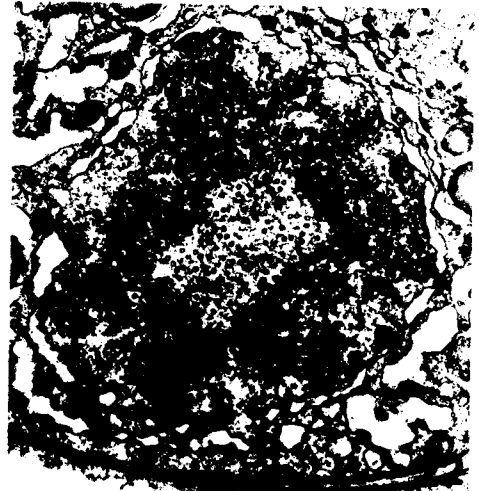
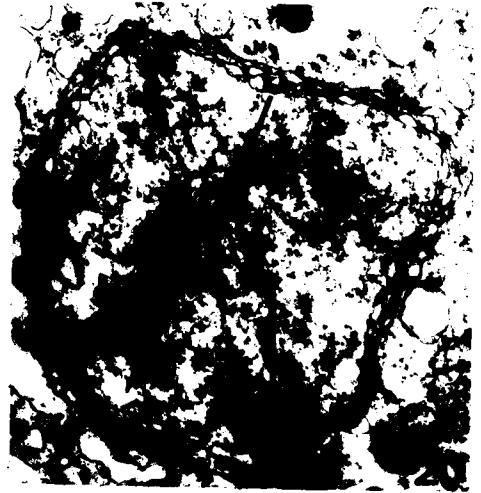
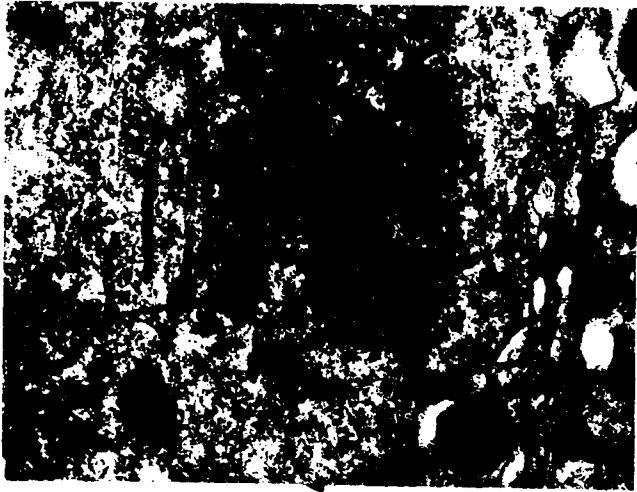
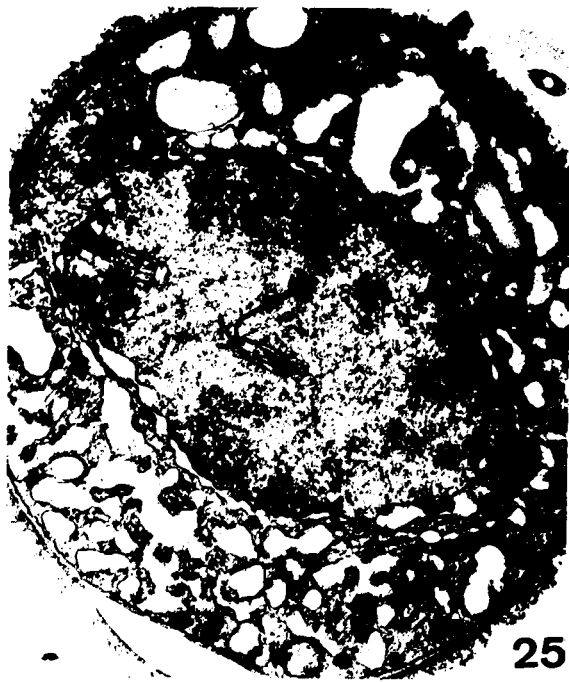


Fig. 25 : Micrographie qui laisse supposer que les cinétochores (kt) sont déjà présents à la prophase.
(x 35 000)

Fig. 26 : Coupe transversale au niveau de la zone des cinétochores dans la division progamique. Cinq sont visibles sur le plan de coupe.
(x 40 000)

Figs. 27-28-29: Partie de la série qui démontre qu'à la division métagamique sont présents vraisemblablement également 5 cinétochores (kt).
(x 33 000)





25



26



27



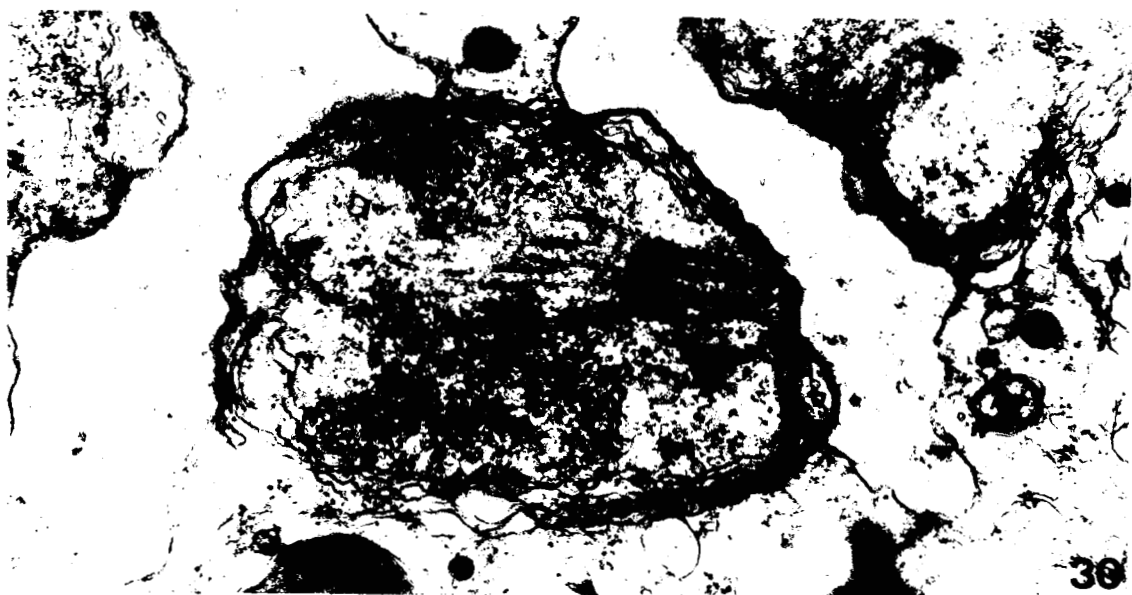
28



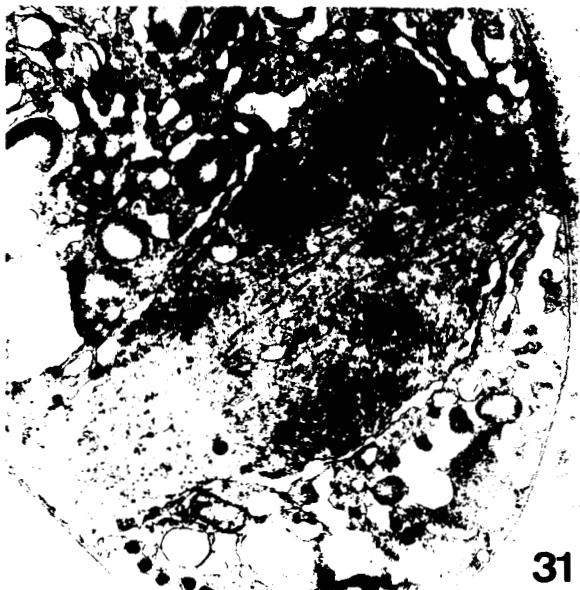
29



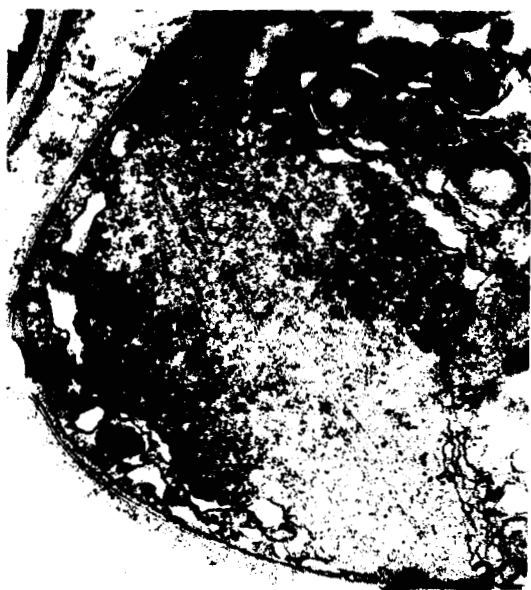
- Fig. 30 : Début d'anaphase progamique. Des deux cinétochores de droite partent des microtubules chromosomiaux. La chromatine apparaît en contact étroit avec l'enveloppe nucléaire.
(x 40 000)
- Fig. 31 : Stade de la division métagamique qui se situe vraisemblablement un peu avant la métaphase. On remarque encore une légère obliquité entre les hémifuseaux issus de chacun des pôles.
(x 30 000)
- Fig. 32 : Probablement une métaphase métagamique si l'on en juge par la disposition de la chromatine.
(x 30 000)



30



31



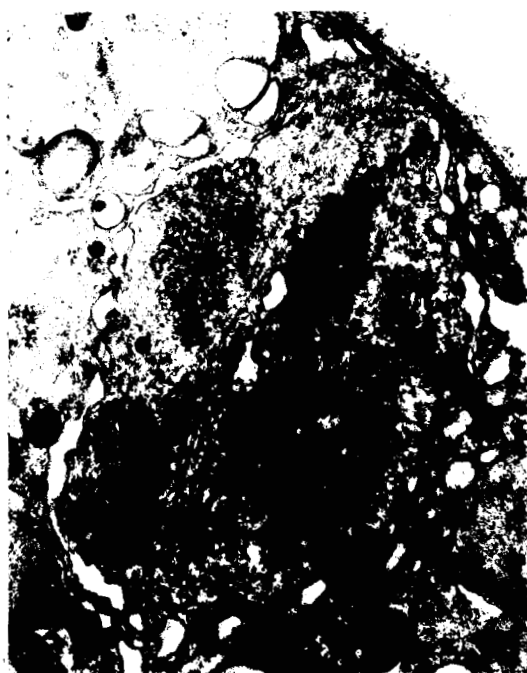
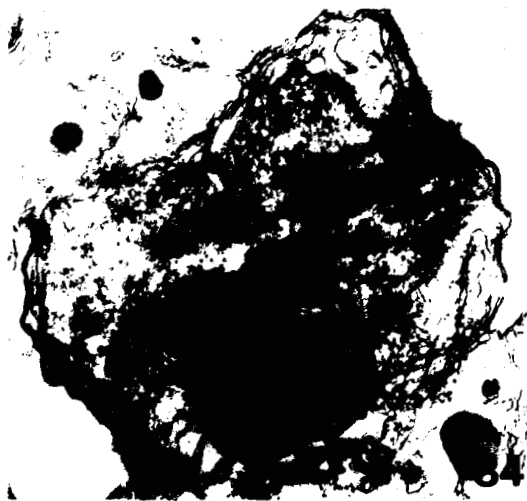
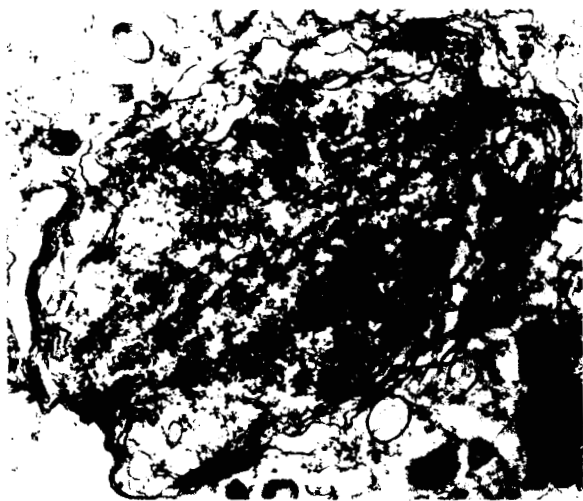
OTIS
LILLE

Figs. 33-34 : Deux stades de l'anaphase progamique. Les cinétochores sont pratiquement aux pôles, mais les chromosomes fils restent en relation par leurs extrémités distales. On peut parler ici d'Anaphase A où se produit un net raccourcissement des microtubules chromosomiaux sans allongement notable du fuseau continu. Sur la fig. 34, l'anaphase un peu plus avancée se traduit par un début d'étranglement équatorial du noyau.
(x 40 000)

Figs. 35-36 : Anaphase A dans la division métagamique. On peut voir ici que parfois les cinétochores se trouvent en position inversée, au centre de la figure de division pour les chromosomes de gauche.
(x 35 000)

Fig. 37 : Détail de l'accrochage probable d'un microtubule (mt) sur le cinétochore (kt).
(x 70 000)





U.S.
LILLE

Fig. 38 : Anaphase B de la division progamique. Les cinétochores (kt) ont rejoint les pôles du fuseau. L'allongement du fuseau continu provoque un étranglement équatorial du noyau.

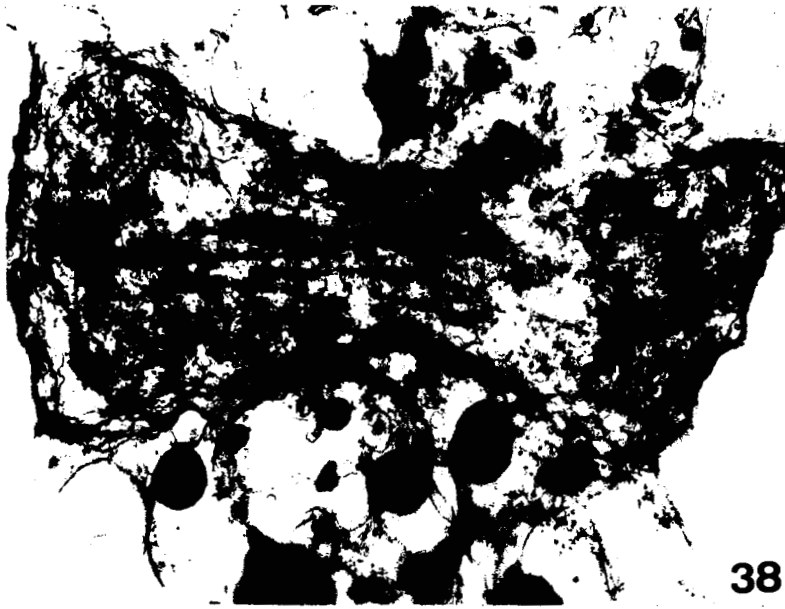
(x 40 000)

Fig. 39-40 : Deux stades de l'anaphase B de la division métagamique. La séparation des chromosomes fils est plus avancée sur la fig. 39 que sur la fig. 40.

(Fig. 39 x 35 000 - Fig. 40 x 35 000)

Fig. 41 : Détail d'un centre cinétique (c:c) en fin d'anaphase.

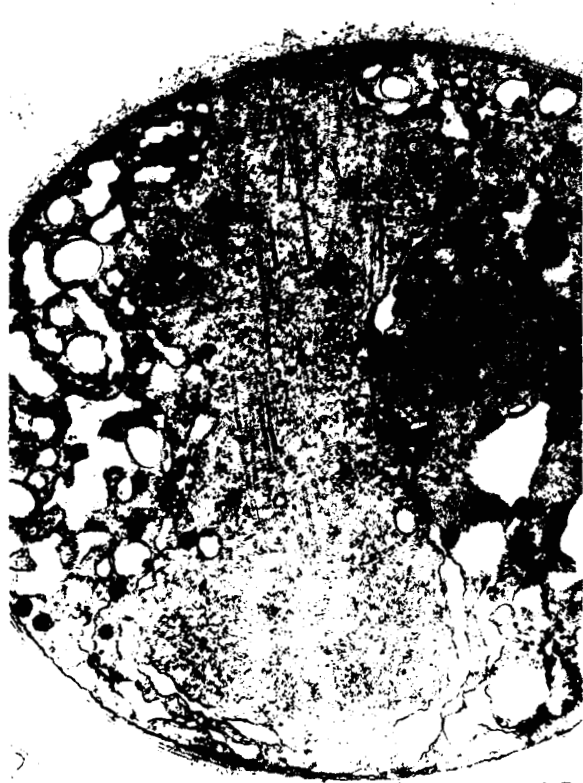




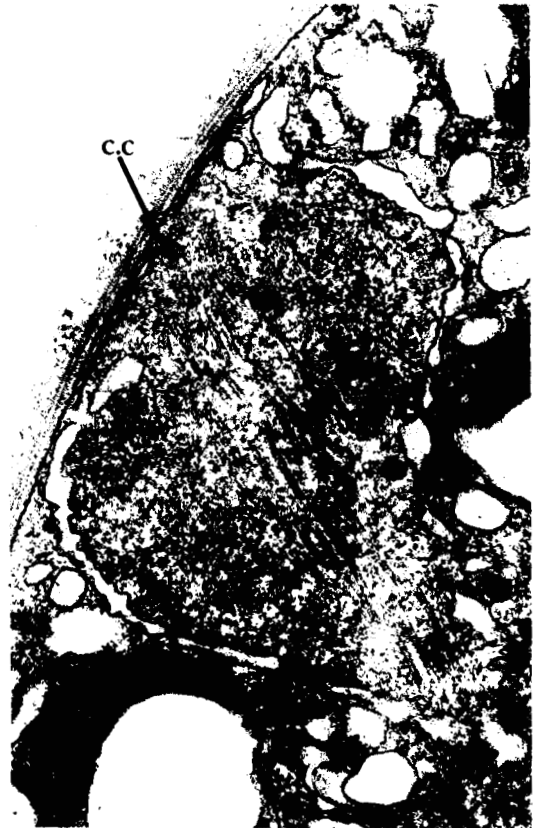
38



39



40



c.c.

1975
MAY 14

Fig. 42 : Les noyaux fils sont reliés par un manchon membranaire (m. mb) encore parcouru par les microtubules continus (mt.c). Cette image montre l'accroissement de longueur très important des microtubules continus à l'anaphase B.

(x 20 000)

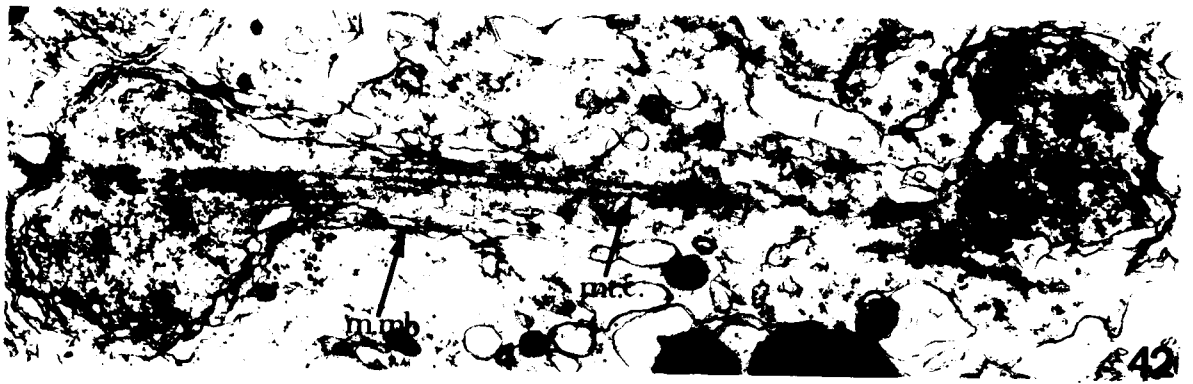
Fig. 43 : Télaphase progamique qui se situe juste avant l'individualisation des gamètes et qui montre encore le manchon membranaire (m. mb) très long.

(x 25 000)

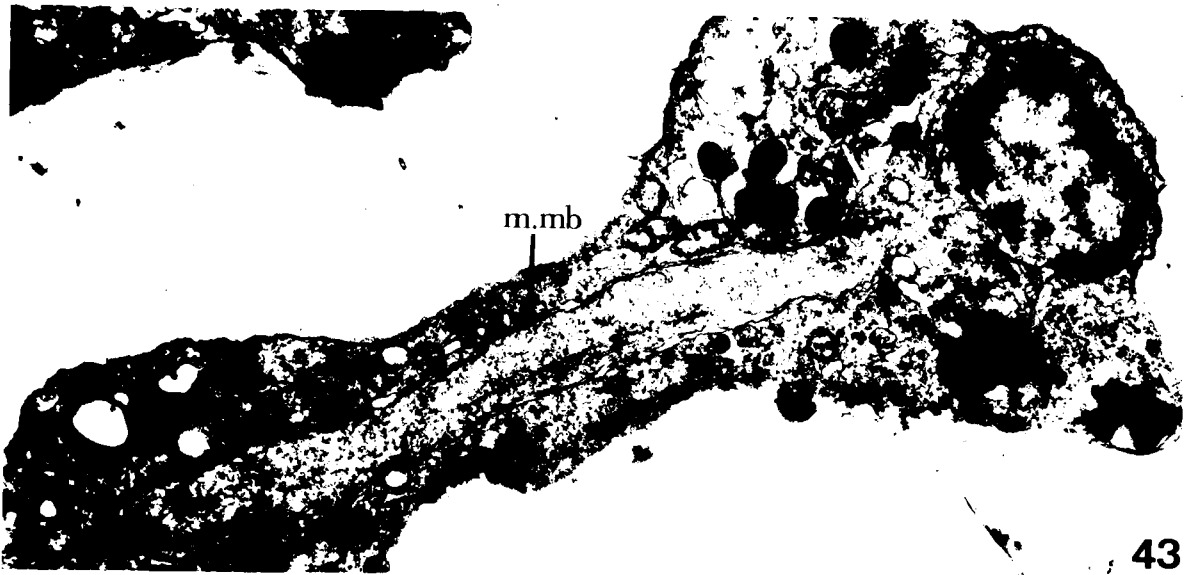
Figs. 44-45 : Dans le sporoblaste, au cours de la division métagamique, le processus de séparation des noyaux fils est identique à celui décrit dans les gamètes. Les cinétochores (Fig. 44) sont rassemblés à proximité immédiate des pôles du fuseau. Le manchon membranaire reprend l'aspect de réticulum endoplasmique.

(Fig. 44 x 16 000 - Fig. 45 x 13 000)

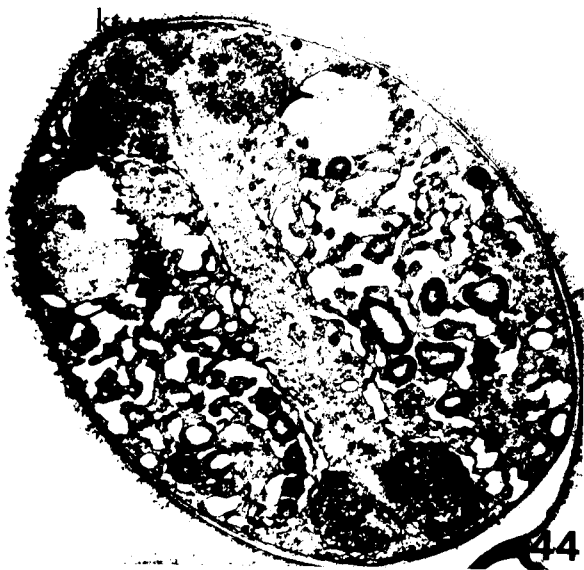




42



43

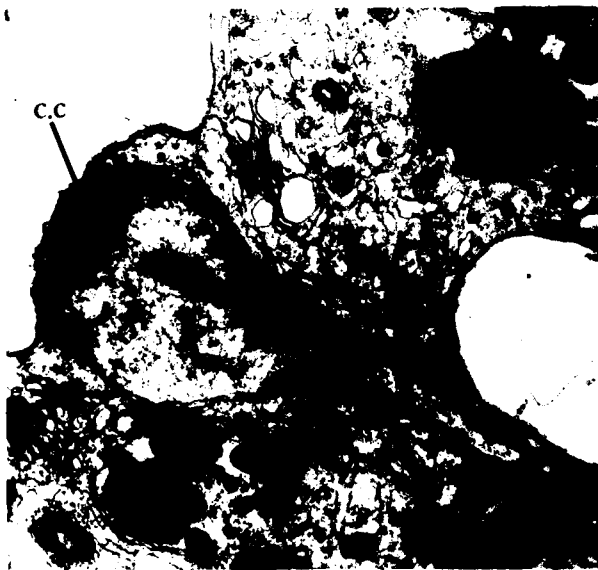
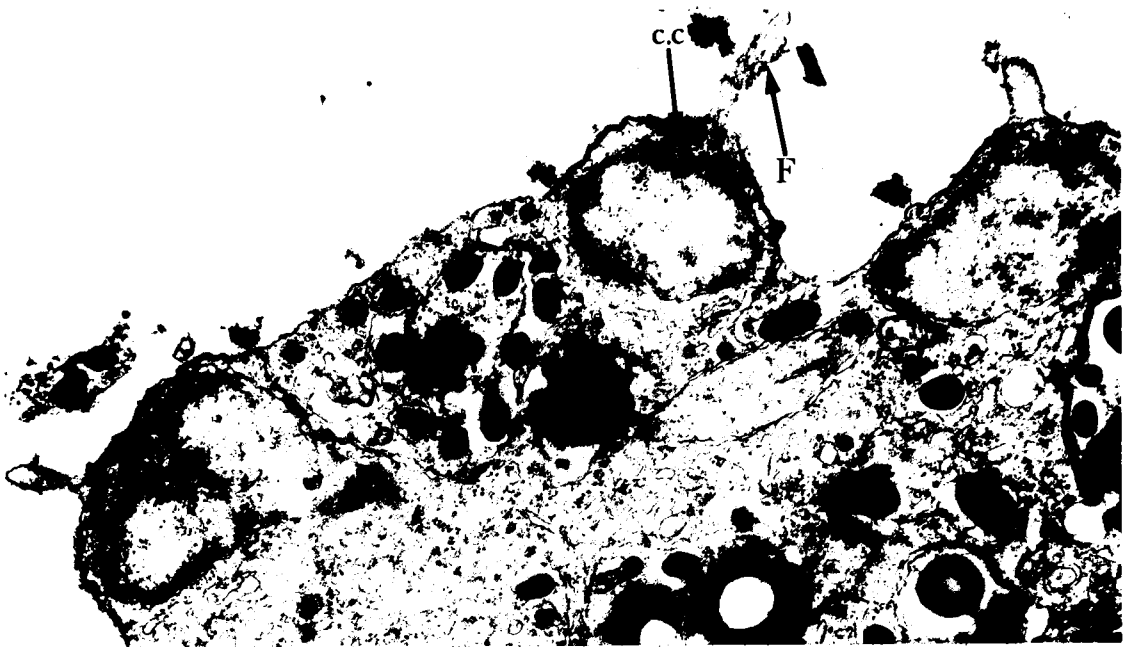


44



- Fig. 46 : Formation du flagelle (F) du futur gamète mâle à partir du centre cinétique (c.c) qui vient de polariser la dernière division progamique.
(x 25 000).
- Fig. 47 : Phase identique dans le gamète femelle. Le centre cinétique (c. c) ne forme pas de flagelle dans ce cas.
(x 25 000)
- Fig. 48 : Départ du flagelle au cours du perlage des gamètes mâles. On voit ici la zone granulaire (z.g) du centre cinétique dont il est issu.
(x 25 000)
- Fig. 49-50 : Fin de la troisième division dans le sporoblaste. Le centre cinétique (c.c) déterminera la partie antérieure du futur sporozoïte et sera à l'origine de ses microtubules sous-pelliculaires.
(x 30 000)





LILLE

Fig. 51 : Vue périphérique d'un jeune gamonte. La paroi kystique commence à se constituer avec l'apparition d'une couche anhyste (c.a) peu importante à la limite externe des microvillosités (m.v.).

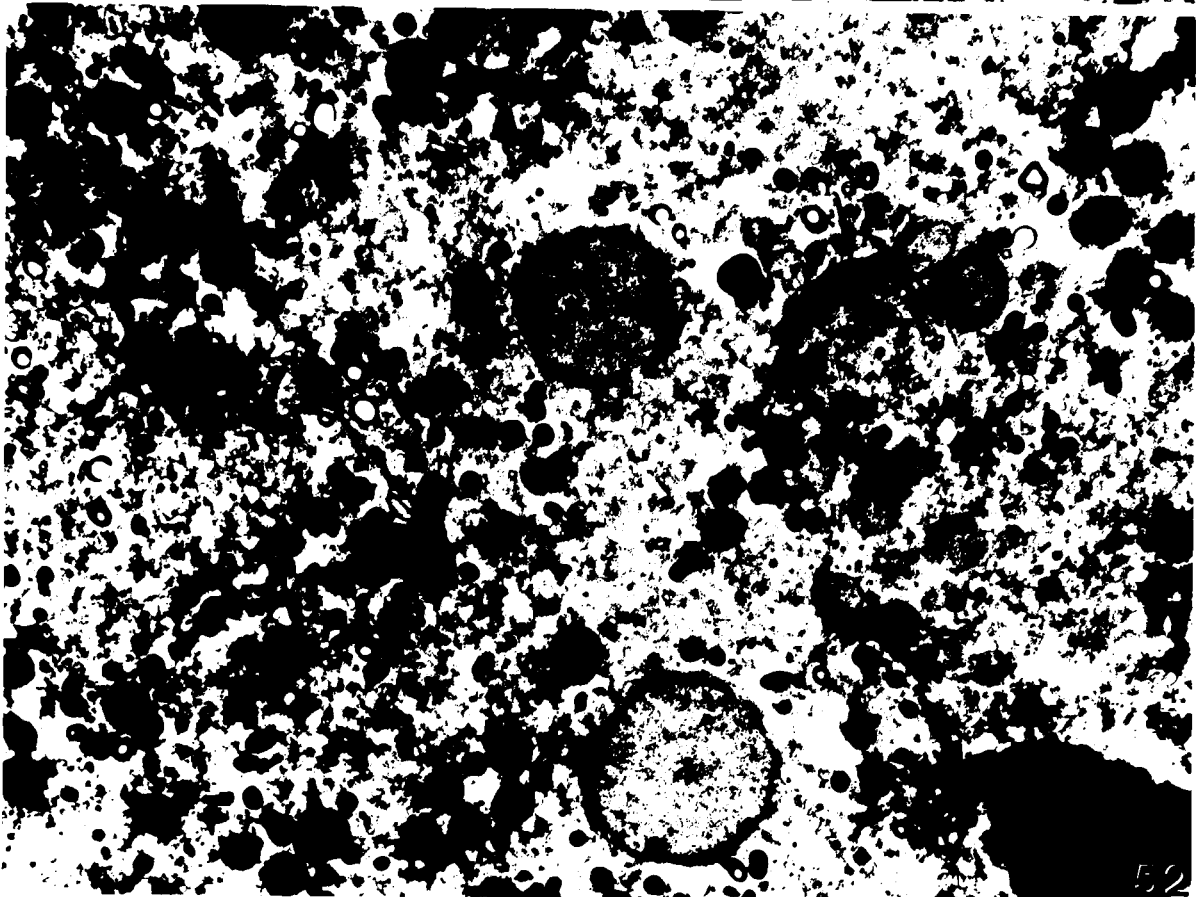
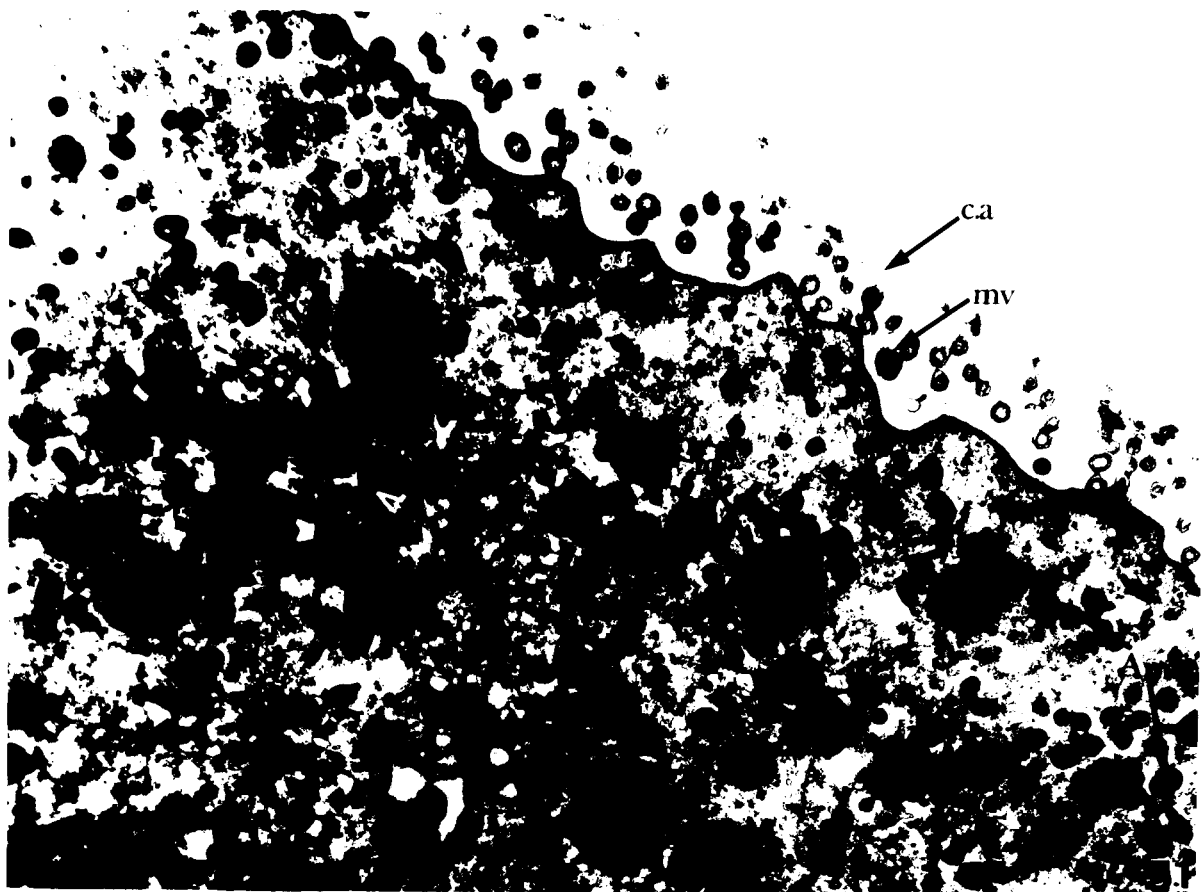
Dans le cytoplasme du gamonte se trouvent les noyaux progamiques (Np) d'un diamètre moyen de $2\ \mu\text{m}$, ainsi que de nombreuses grosses inclusions denses (Id) qui participent vraisemblablement à la genèse de la paroi kystique.

(x 12 000)

Fig. 52 : Les noyaux progamiques (N.p.) sont toujours en relation avec des saccules du réticulum endoplasmique (r.e).

(x 12 000)



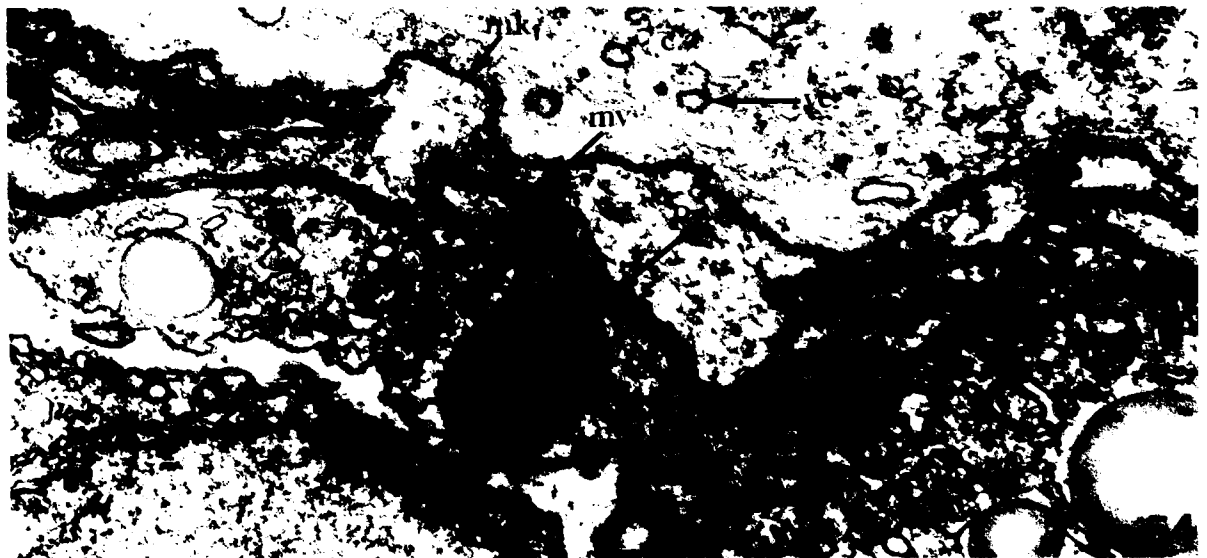
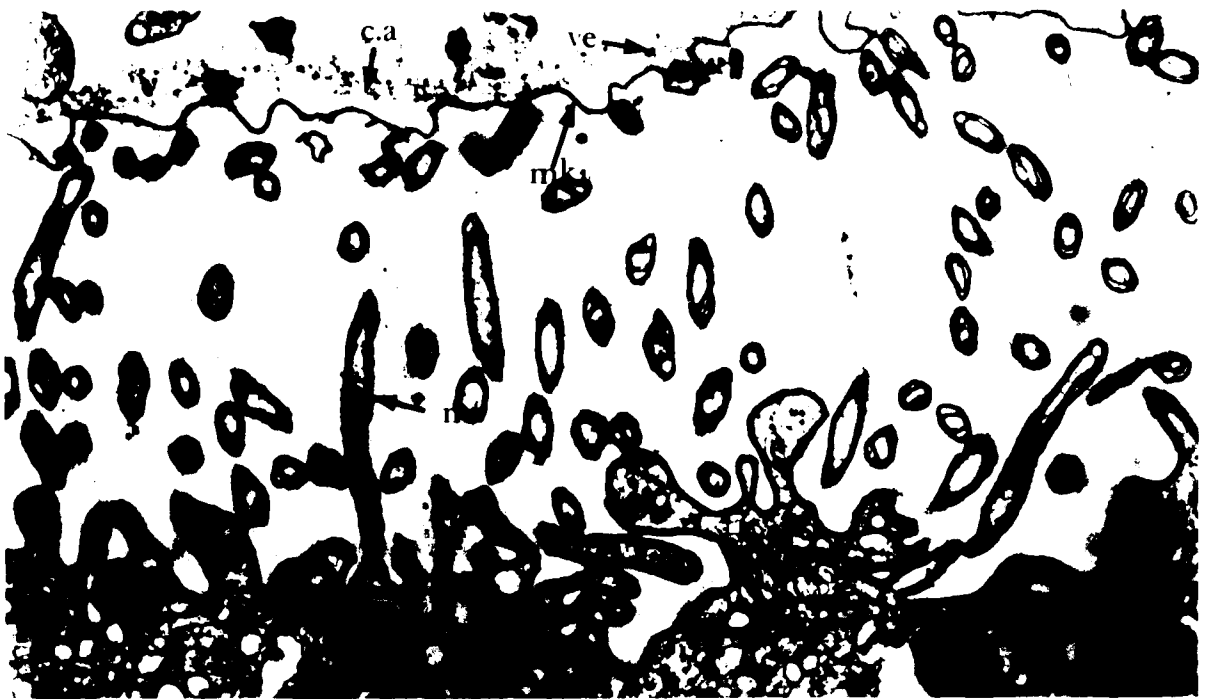


DIFFERENTS STADES D'EVOLUTION DE LA PAROI KYSTIQUE

(Figs. 53 à 57)

- Fig. 53 : La couche anhyste (c.a) se condense pour former une première membrane kystique (m.k.₁) à l'extérieur de la limite épicytaire. Les microvillosités (mv) sont en cours de résorbption.
(x 30 000)
- Fig. 54 : La membrane kystique 1 se rapproche du complexe membranaire du gamonte (Pa). Les microvillosités (mv) sont moins abondantes. La couche anhyste (c.a) présente de nombreuses petites vésicules (ve).
(x 65 000)
- Fig. 55 : Les microvillosités de l'épicyte sont pratiquement complètement résorbées et il ne subsiste plus que le complexe membranaire fortement perturbé (Pa). La couche anhyste (c.a) d'aspect fibrillaire se structure parallèlement à la membrane kystique (m.k.₁).
(x 30 000)





LILLE

Fig. 56 : Enveloppe kystique d'un gamétokyste mûr (Ga = gamète).
A l'extérieur de la première membrane kystique (mk_1)
une deuxième (mk_2) plus mince se différencie.
Il ne subsiste plus que quelques fragments du complexe
membranaire de l'ancien trophozoïte.
(x 35 000)

Fig. 57 : La coque kystique atteint sa structure définitive au
stade sporokyste (S = Spores). La couche anhyte (c.a.)
apparaît plus structurée que sur la fig. 56.
(x 29 000)



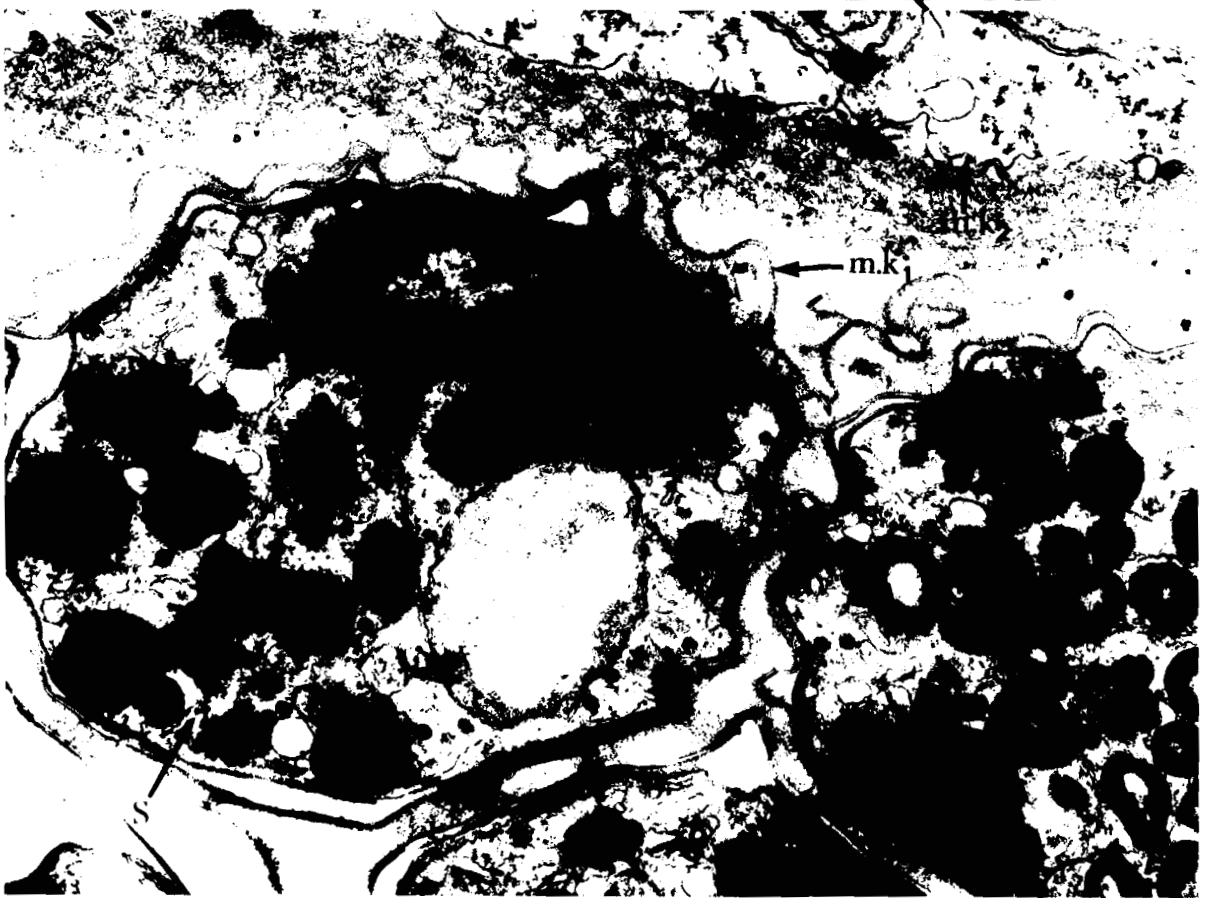
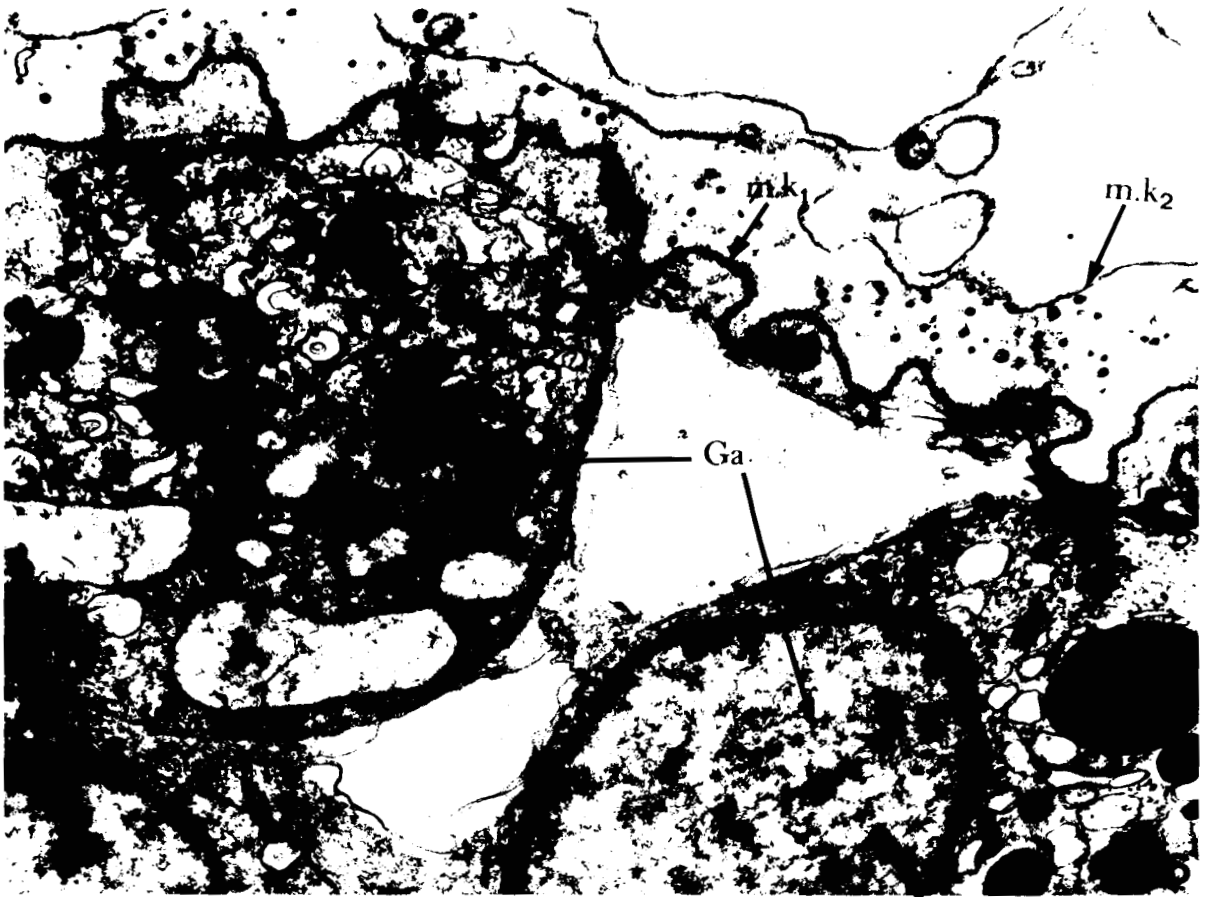
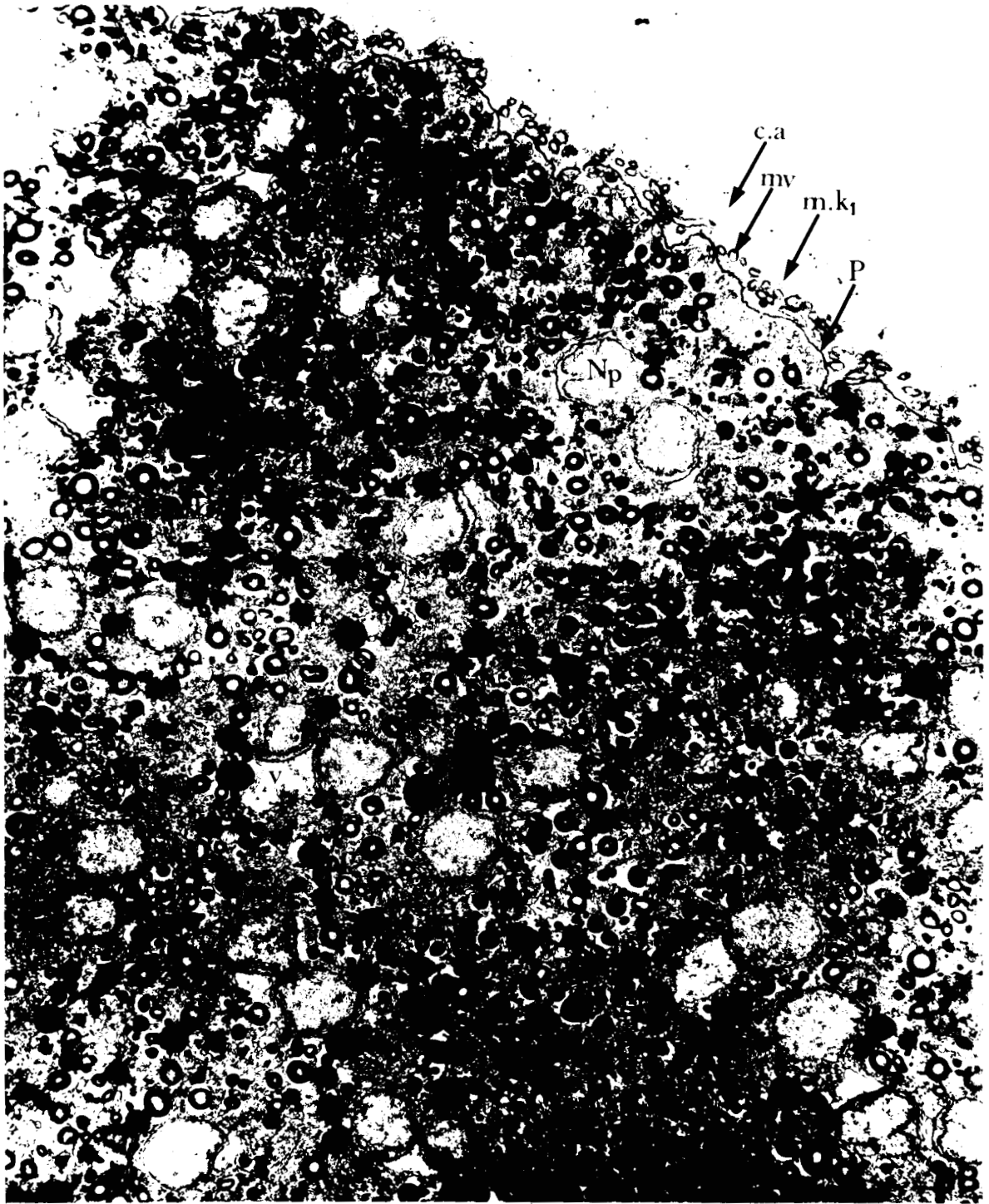


Fig. 58 : Vue d'ensemble d'un jeune gamonte. Les noyaux progamiques (N.p) sont nombreux, d'une taille constante de $1,5\mu\text{m}$. Les inclusions lipidiques et polysaccharidiques sont abondantes et l'appareil de Golgi (G) très développé.
(x 10 000)

Fig. 59 : La membrane plasmique de l'ancien trophozoïte s'invagine profondément dans le cytoplasme, signe du découpage de celui-ci en vue de l'élaboration des gamètes.
(x 40 000)



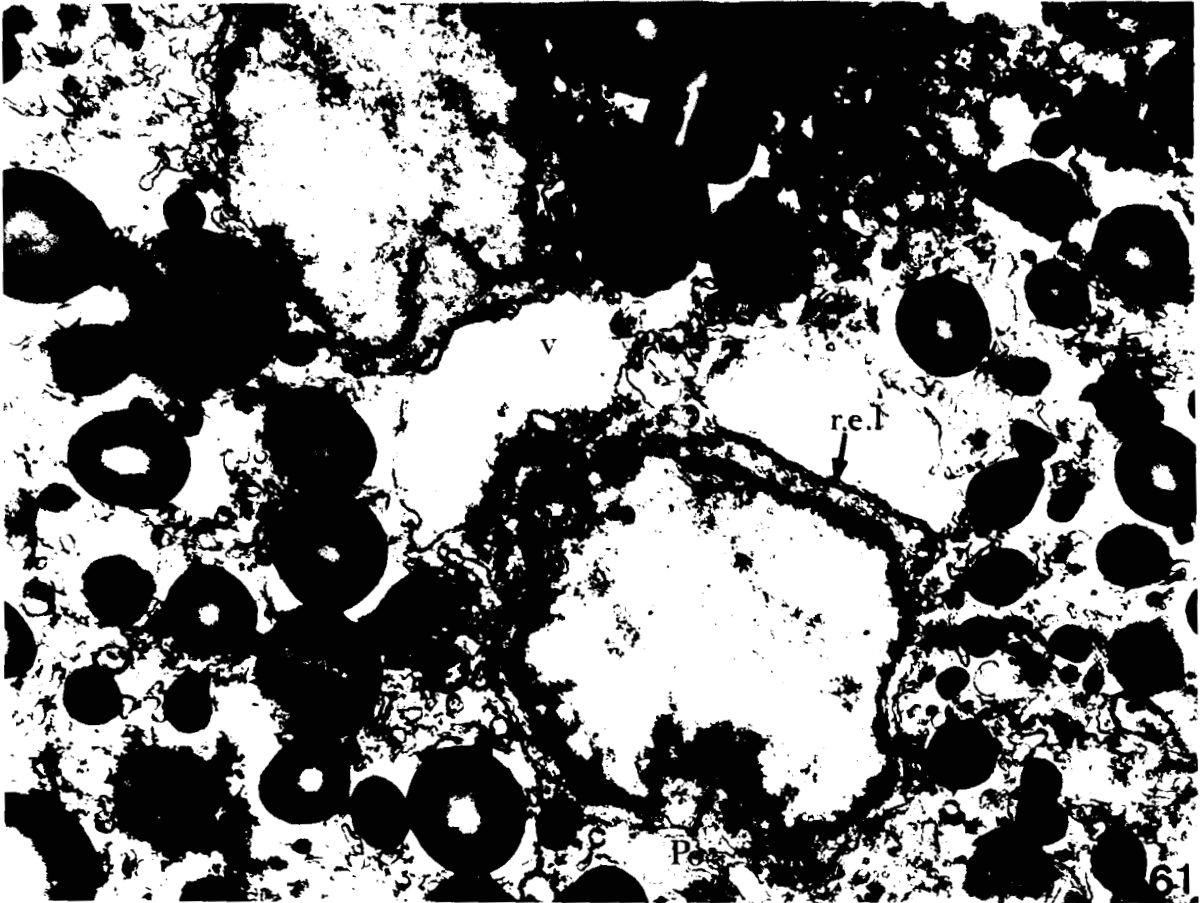
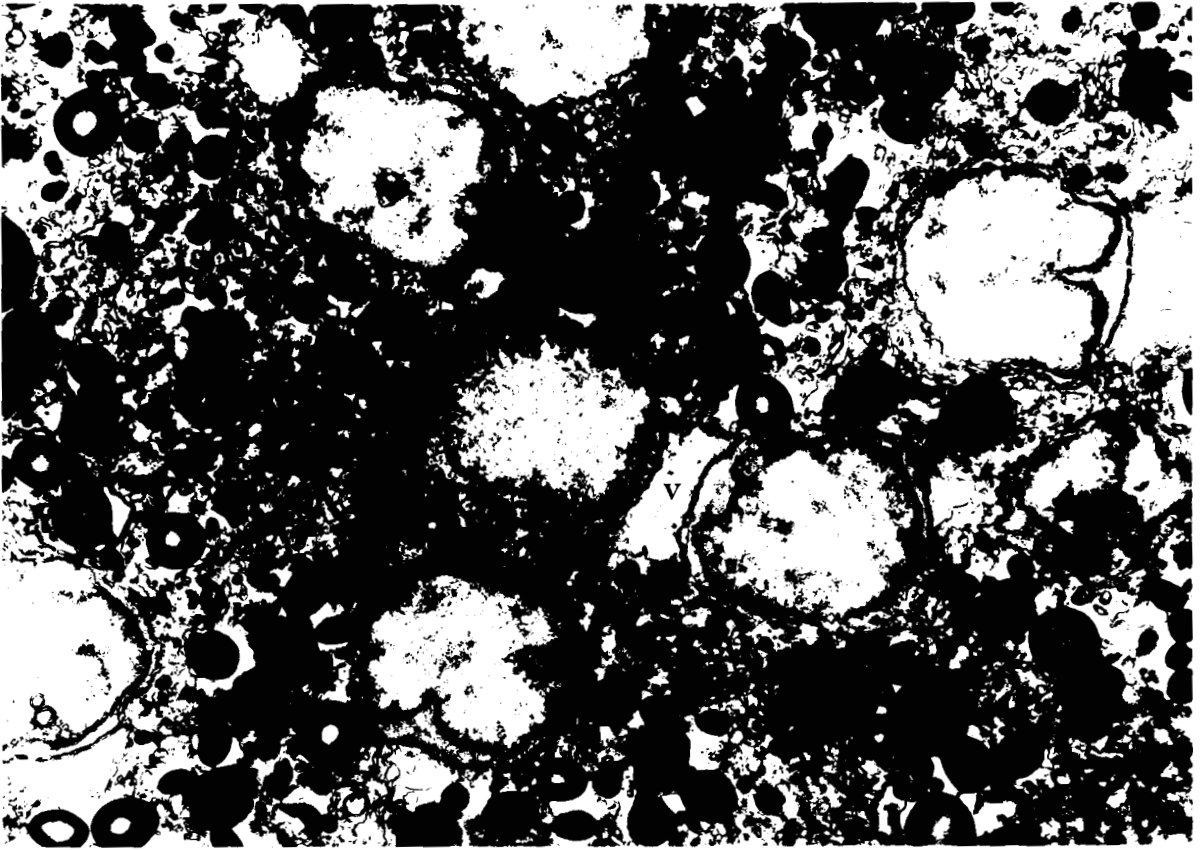


PI
LILLE

Fig. 60 : Cette micrographie montre la disposition des noyaux progamiques, autour de vacuoles (v) creusées dans le cytoplasme. Le réticulum endoplasmique granulaire (r.e.g) est regroupé en zones compactes.
(x 25 000)

Fig. 61 : A ce stade de la gamétogenèse, les noyaux présentent d'abondants pores nucléaires (Po + flèches, Fig. 60). Ceci traduit très vraisemblablement une augmentation des échanges nucléocytoplasmiques. La limite de la vacuole (v) est toujours doublée vers le cytoplasme et face au noyau par un saccule de réticulum endoplasmique lisse fortement collapsé (r.e.l).
(x 45 000)



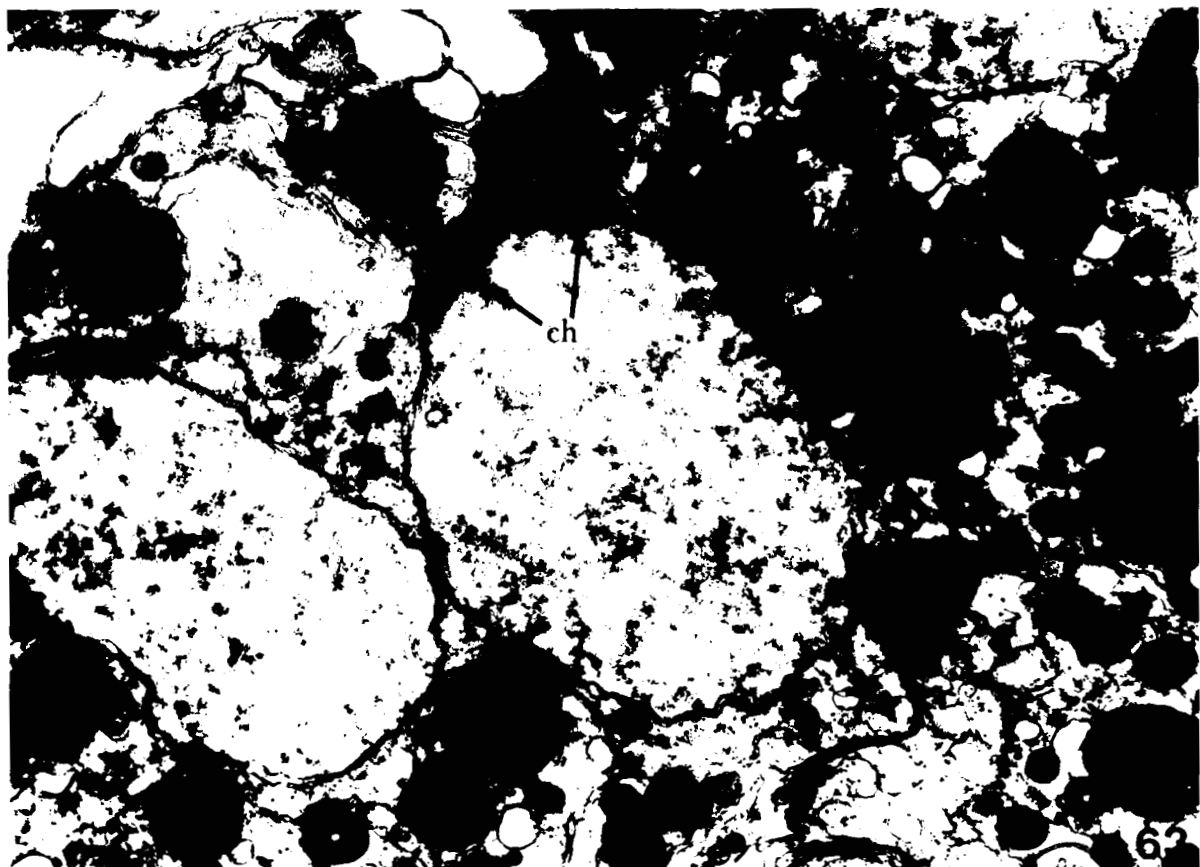
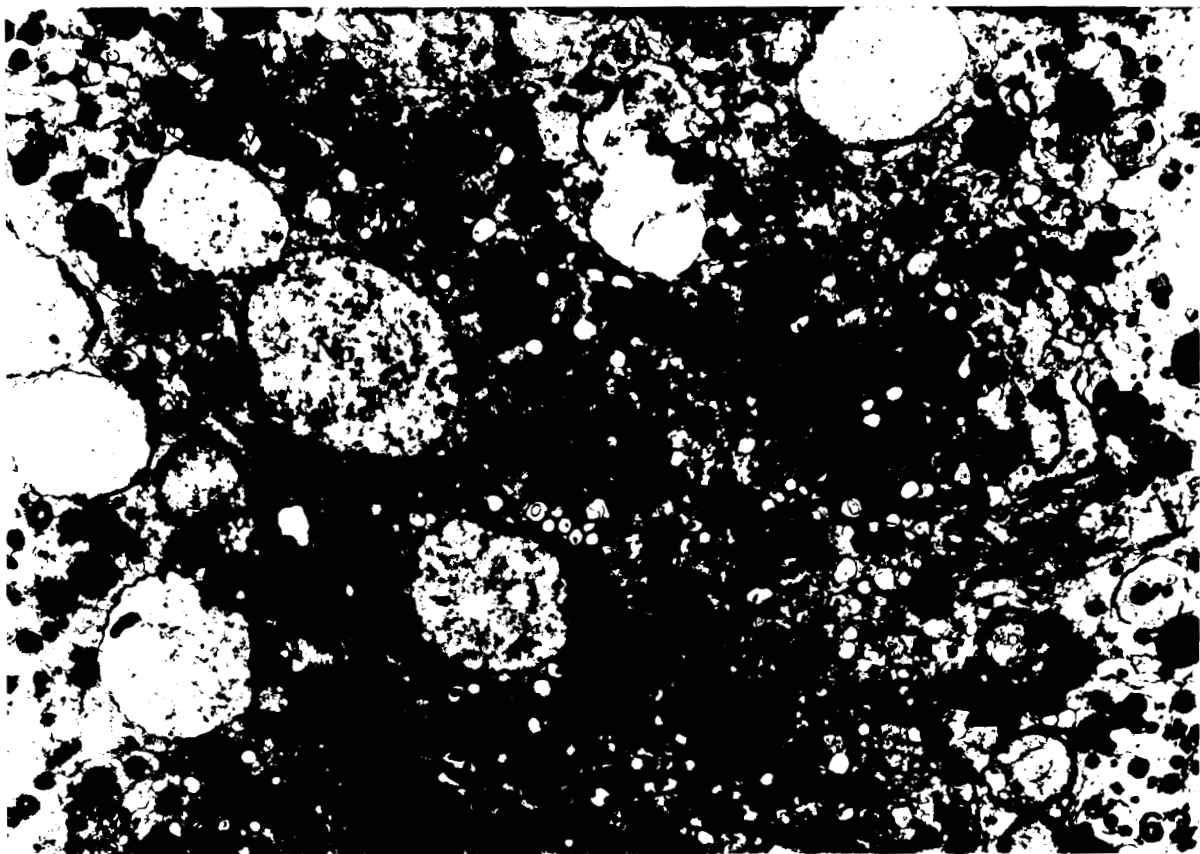


61

Fig. 62 : Gamétokyste un peu moins évolué qu'à la figure 58. La taille des noyaux progamiques (N.p) est encore irrégulière. Le cytoplasme est parcouru par un réseau important de saccules de réticulum endoplasmique lisse (r.e.l) avec par endroits des zones de réticulum granulaire (r.e.g).
(x 9 000)

Fig. 63 : La particularité de ce stade de développement réside en la structure du centre cinétique (Flèche) et la disposition très polarisée de la chromatine (ch). Les inclusions lipidiques (L) sont presque toujours en partie englobées par un saccule de réticulum.
(x 22 000)





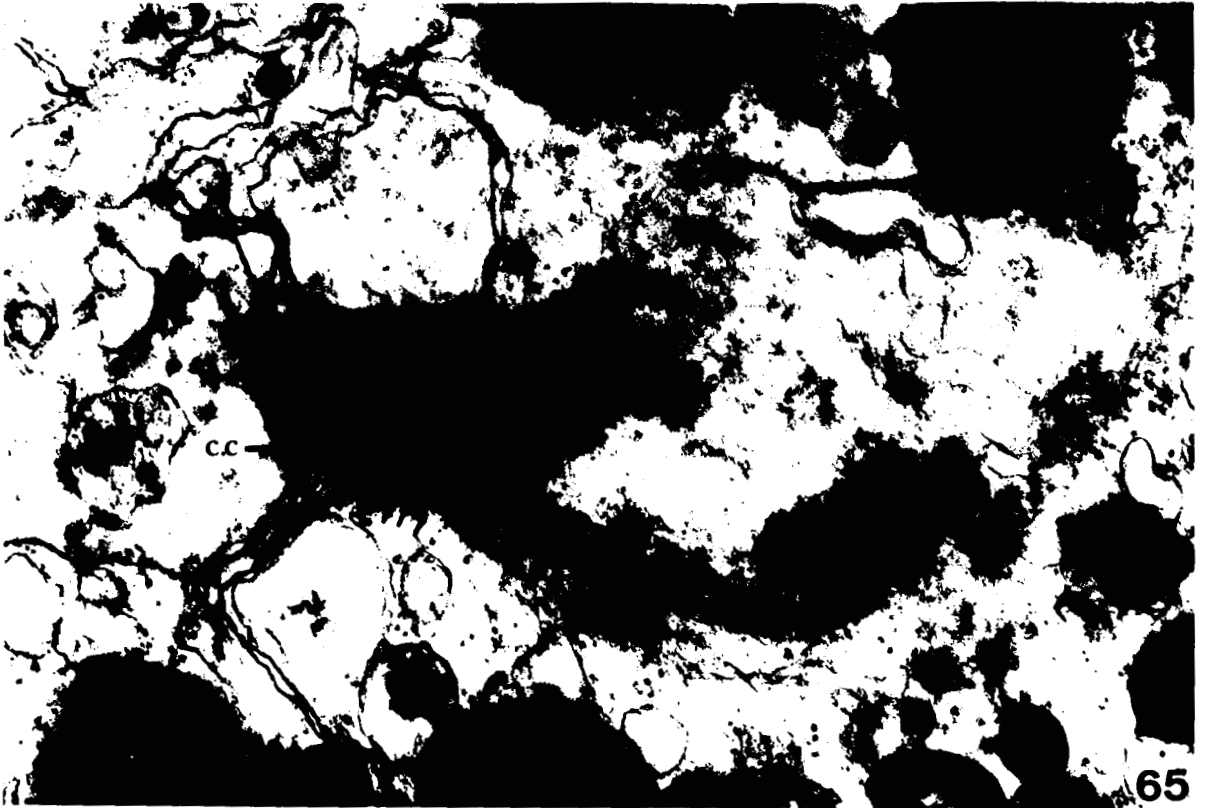
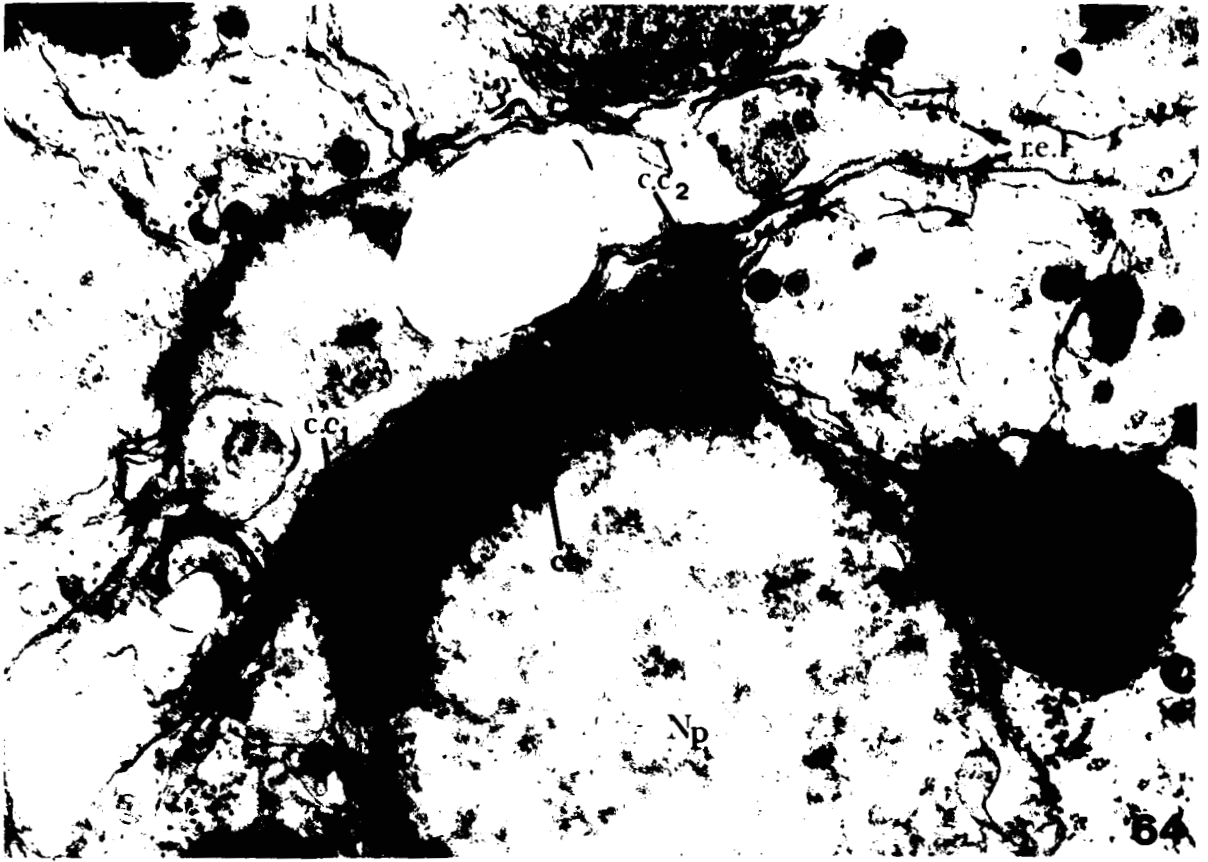
BIIS
LILAE

62

Fig. 64 : Centres cinétiques ($c.c_1$ et $c.c_2$) en cours de séparation.
Leur relation avec le réticulum endoplasmique lisse
(r.e.l) est très nette.
(x 48 000)

Fig. 65 : Coupe tangentielle de la zone du centre cinétique (c.c).
L'alternance régulière de zones denses et claires
(flèches) lui confère un aspect original.
(x 50 000)





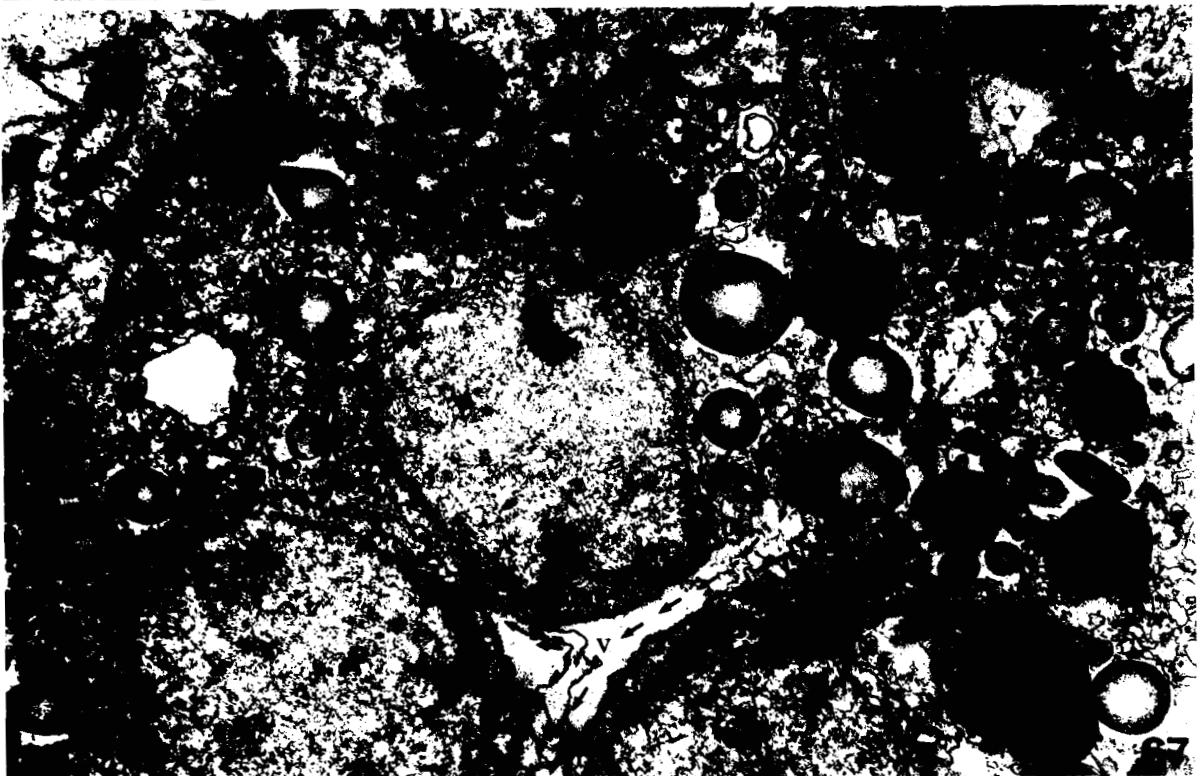
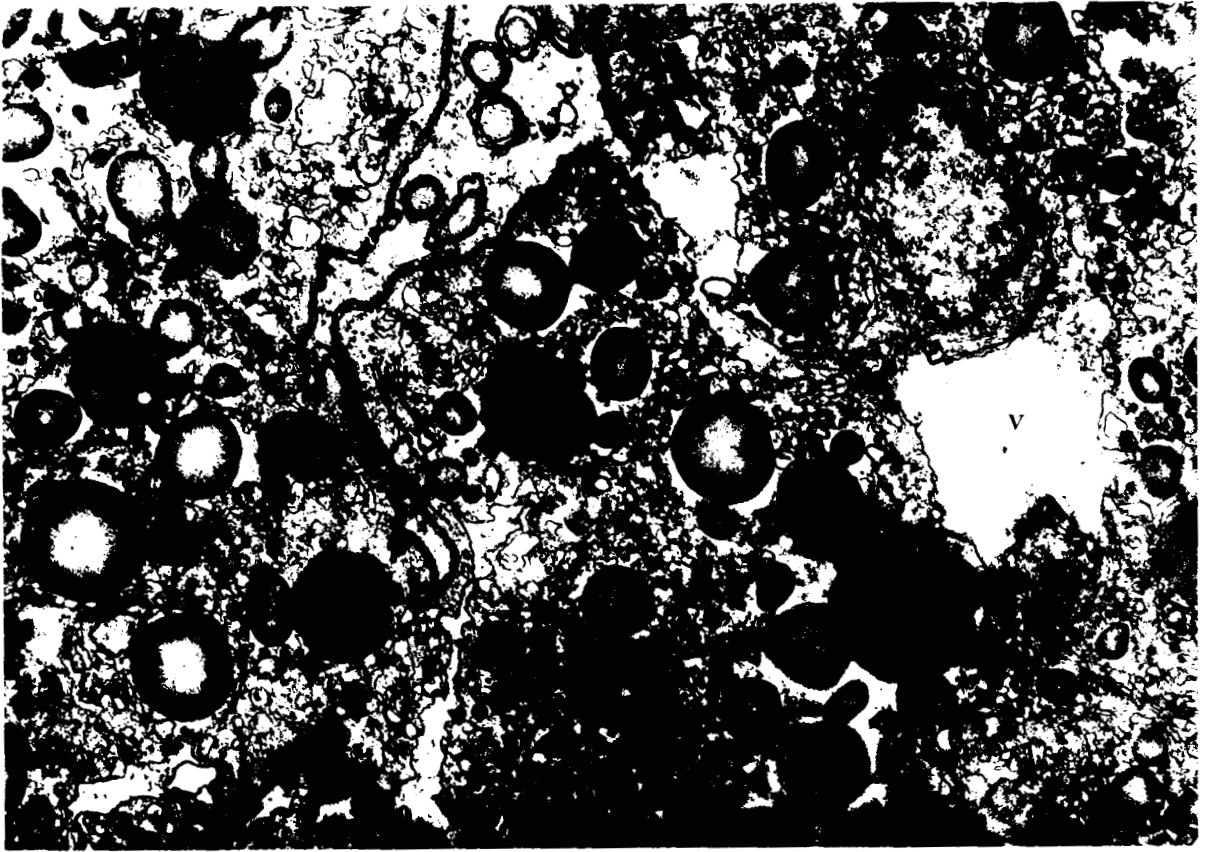
Figs. 66-67 : L'origine de la vacuolisation du cytoplasme du gamonte est démontrée par la relation directe (grosses flèches) entre la membrane plasmique du gamonte et la membrane limitante des vacuoles (v). L'extension du système vacuolaire s'accompagne d'une diminution de l'importance des microvillosités épicytaires (mv).

Les noyaux progamiques à enveloppe nucléaire présentant de nombreux pores (petites flèches) sont situés sur le pourtour des vacuoles, et en majeure partie entourés par du Réticulum endoplasmique granulaire qui perd ses ribosomes face à la membrane vacuolaire (r.e.l).

L'appareil de Golgi (G) est constitué de dictyosomes très proches des noyaux.

(x 35 000)



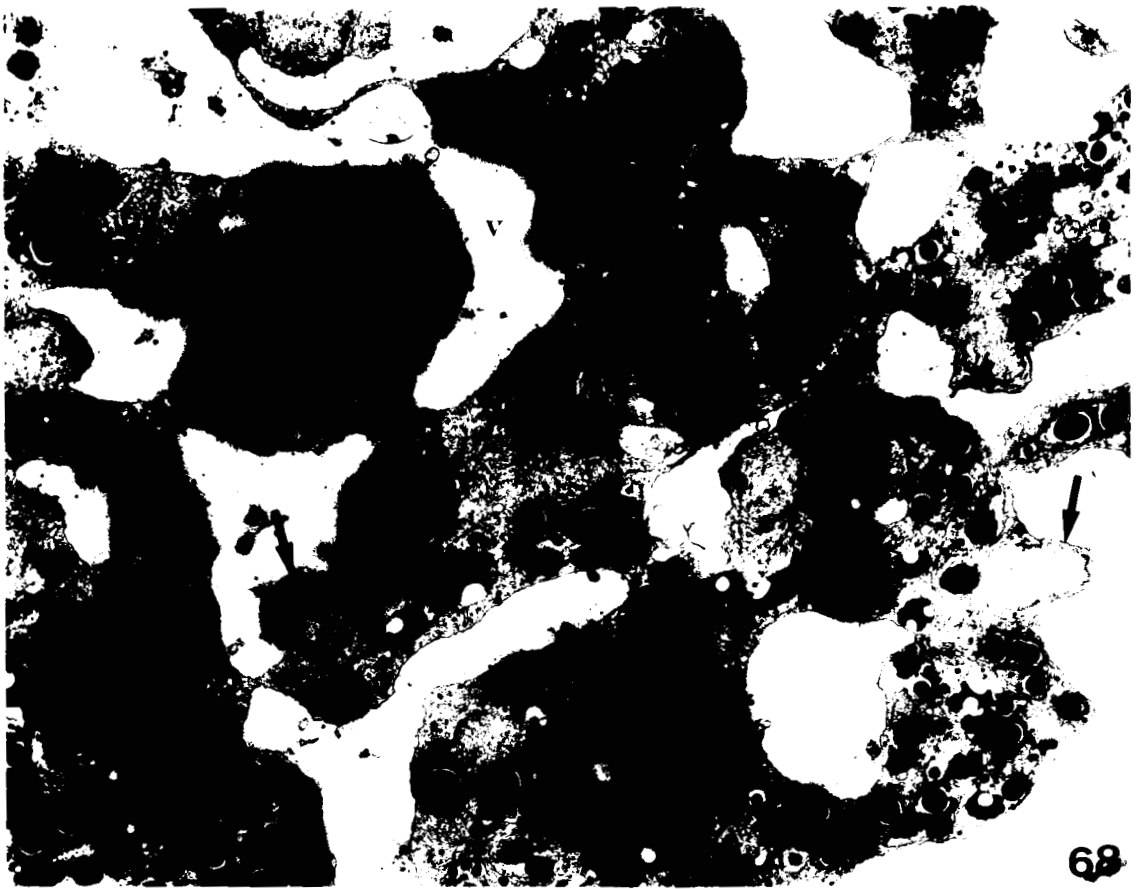


1112

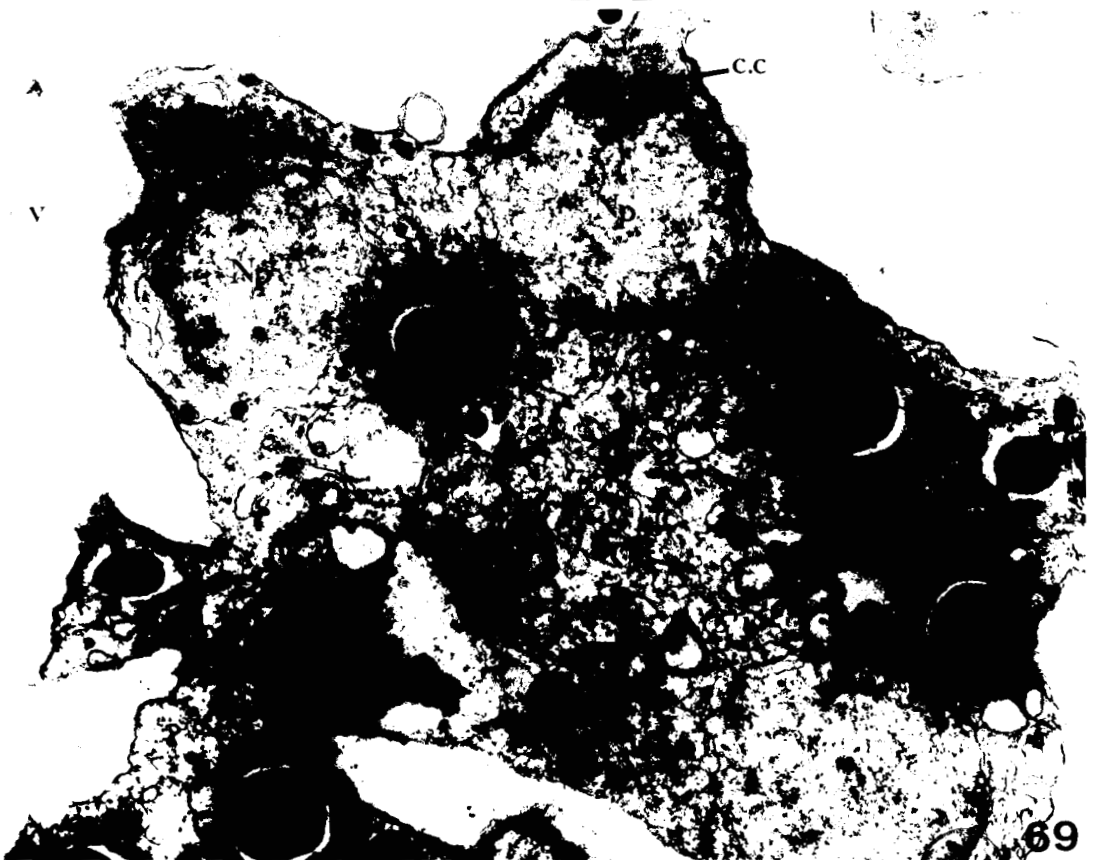
Fig. 68 : Vue d'ensemble d'un gamétokyste peu de temps avant le perlage des gamètes. La vacuolisation du cytoplasme (v) entraîne le découpage de celui-ci en de nombreuses masses à la périphérie desquelles vont perler les gamètes (flèches).
(x 9 000)

Fig. 69 : Détail du même stade. Les noyaux progamiques (Np) ont atteint leur taille minimum, à peine supérieure à $1\ \mu\text{m}$. Un centre cinétique est visible (c.c), logé dans une cupule du noyau.
(x 30 000)





68



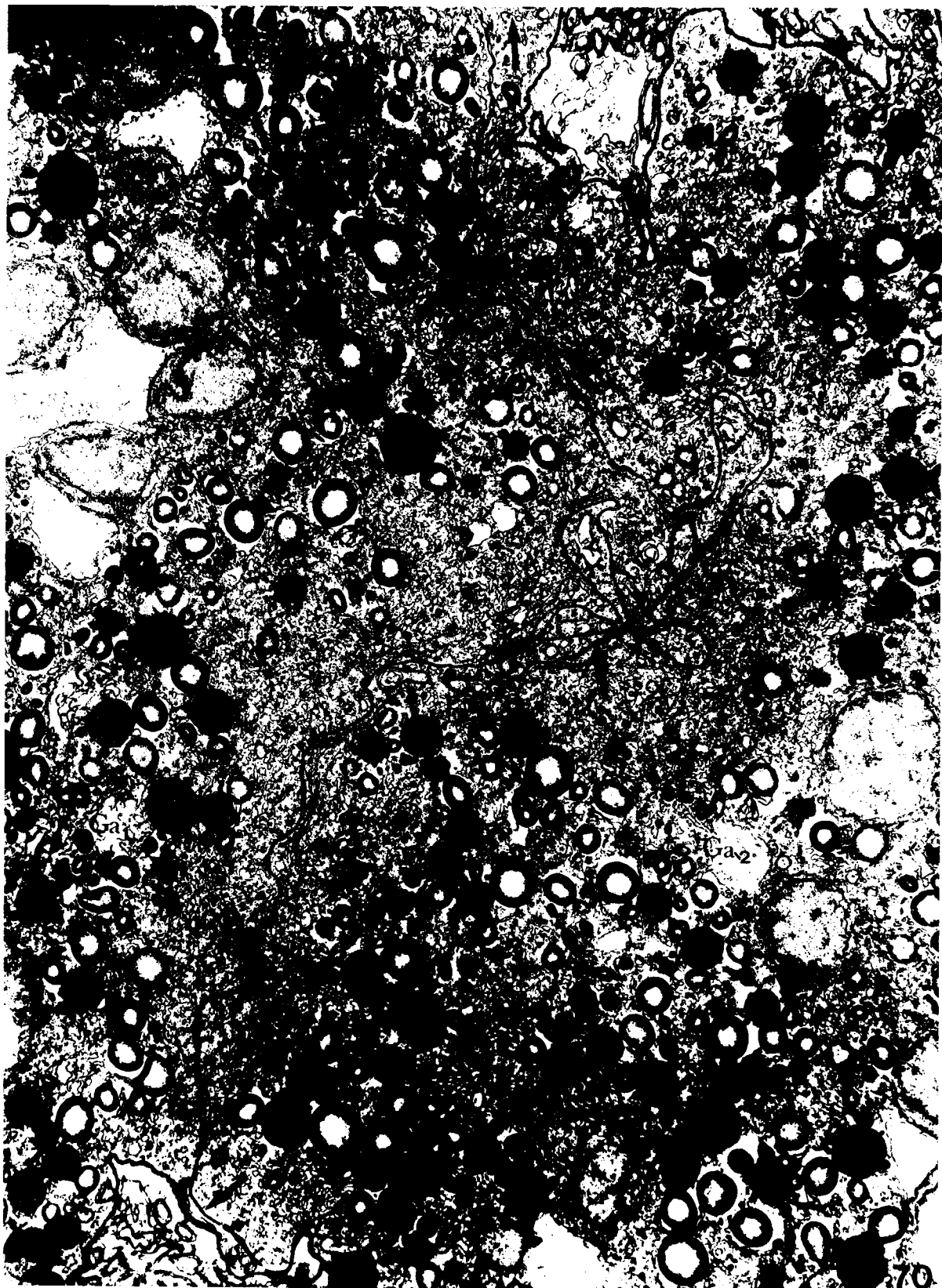
69

Fig. 70 :

Limite entre le gamonte mâle et le gamonte femelle ($Ga_1 - Ga_2$). Aucune différence ultrastructurale ne permet de les distinguer et l'on constate que la double membrane de séparation paraît très lâche, en particulier à la zone de contact avec le complexe membranaire périphérique (Flèche), et que donc il existe des communications possibles entre les deux gamontes.

(x 15 000)



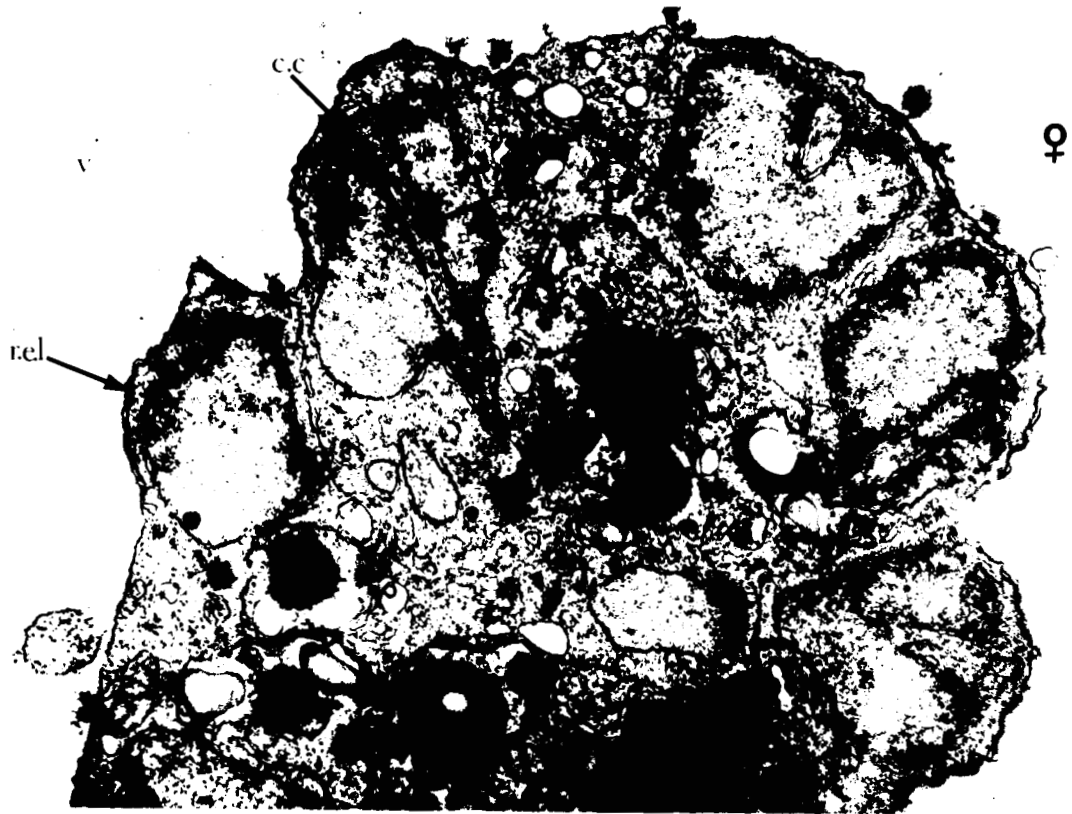


70

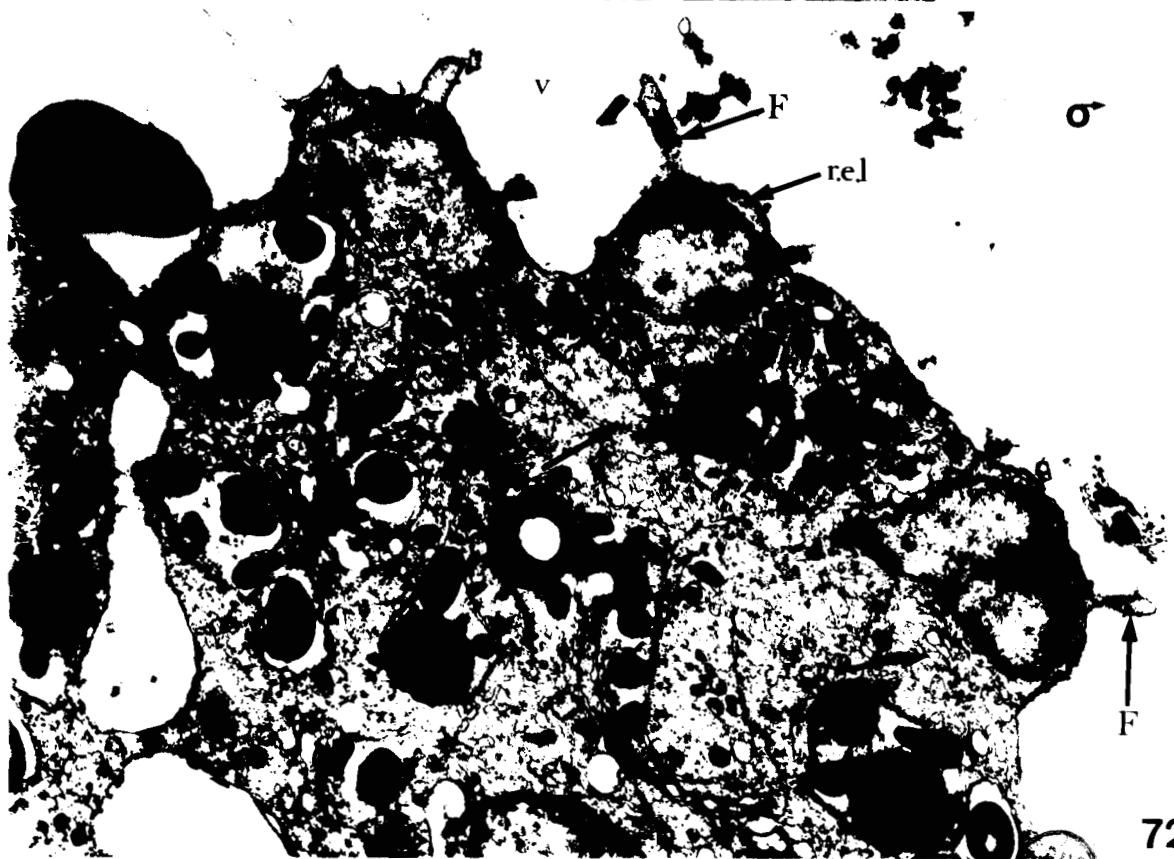
Fig. 71 : Gamonte femelle au début du perlage. A ce stade, le cytoplasme est découpé en amas sphériques par suite de l'élargissement du système vacuolaire (v). Les noyaux sont en position périphérique et viennent de terminer leur dernière division précédant le perlage des gamètes. Il existe encore des tunnels nucléaires (t.n) parcourus par des microtubules. Des saccules de réticulum endoplasmique lisse (r.e.l) sont présents sous la membrane externe, face aux noyaux. Le centre cinétique (c.c) ne détermine pas de poussée flagellaire.
(x 30 000)

Fig. 72 : Gamonte mâle au même stade. La différence majeure consiste en la formation d'une poussée flagellaire (F) en direction opposée à celle du noyau qui vient de terminer sa dernière division. Le manchon membranaire (m.mb) reliant les deux noyaux fils est encore visible. Dans ces deux figures, le réticulum endoplasmique granulaire est très abondant (r.e.g).
(x 25 000)





71



72

Figs. 73-74 : Détail de gamètes mâles en début de perlage.

Les masses cytoplasmiques présentent des excroissances dans lesquelles s'engagent les noyaux des futurs gamètes. La membrane limitante est doublée le long de la zone évaginée par un saccule de réticulum endoplasmique lisse (r.e.l) interrompu au niveau du centre cinétique (c.c). Le flagelle (F) émerge de ce dernier qui apparaît logé dans une cupule du noyau.

La Fig. 74 présente un stade un peu moins évolué où l'on distingue encore un tunnel nucléaire parcouru (flèche) par des microtubules.

(Fig. 73 x 35 000 - Fig. 74 x 35 000)

Fig. 75 :

Le processus de perlage se poursuit. Le noyau est complètement évaginé avec très peu de cytoplasme. La lame de réticulum endoplasmique (r.e.l) ne semble pas suivre le mouvement. Le flagelle s'est incliné vers l'arrière. On peut en voir ici quelques microtubules (mt.F).

(x 25 000)



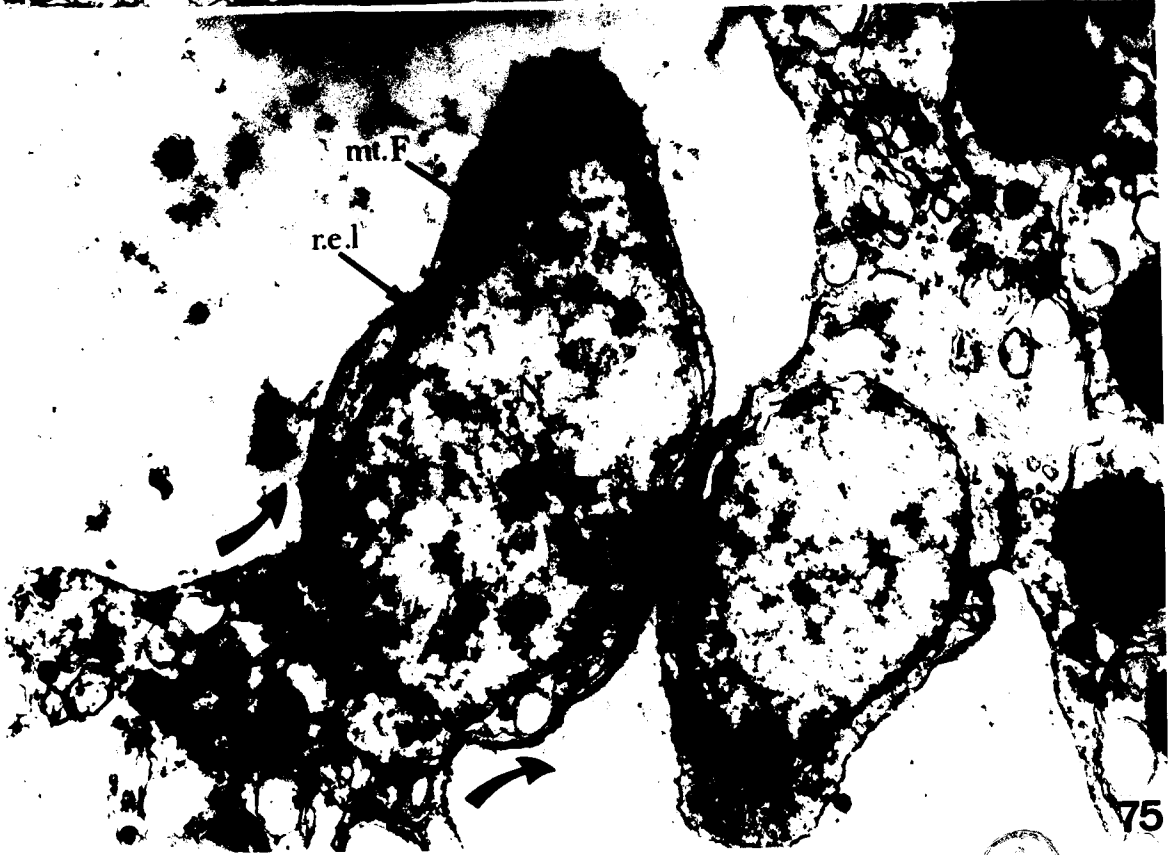
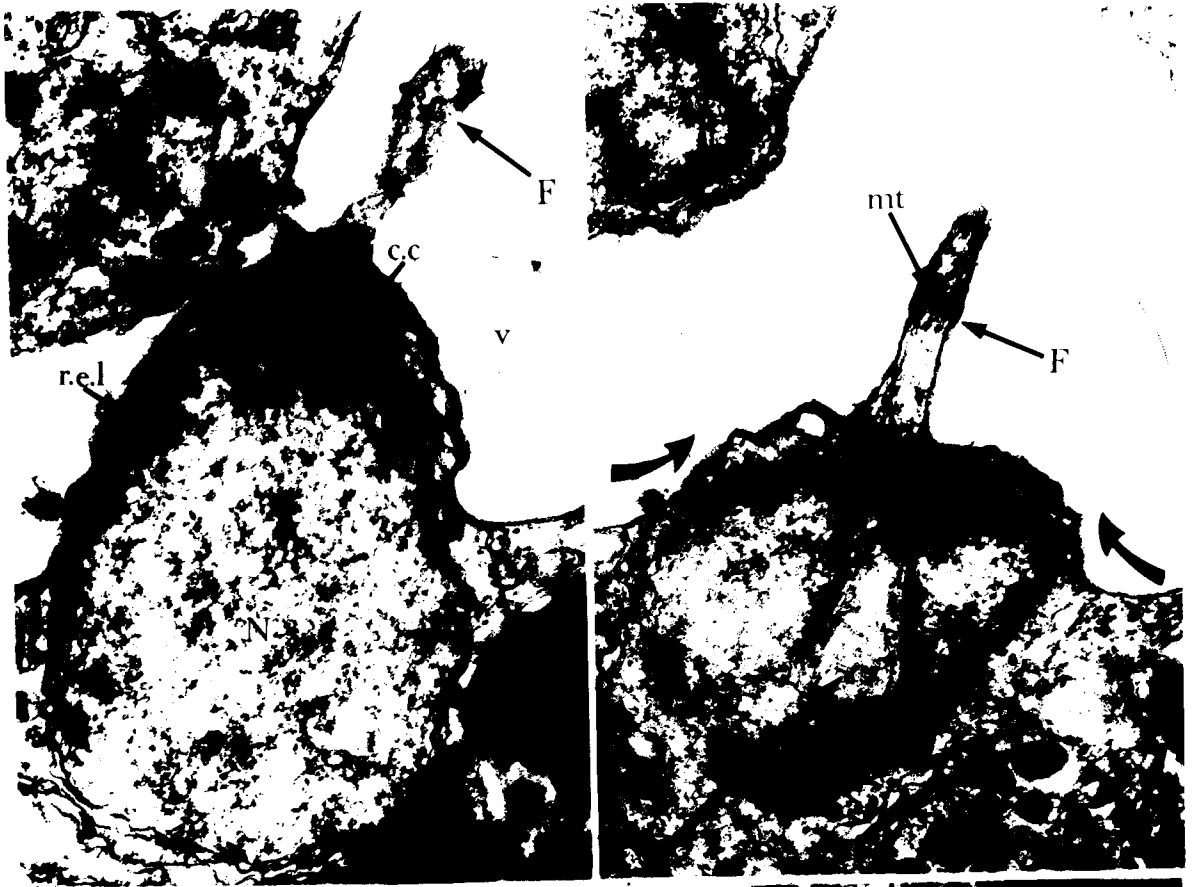


Fig. 76 : Vue d'ensemble d'un gamète mâle en phase avancée du perlage. Ce stade correspond à celui des "morulas" décrit en microscopie optique.
(x 15 000)

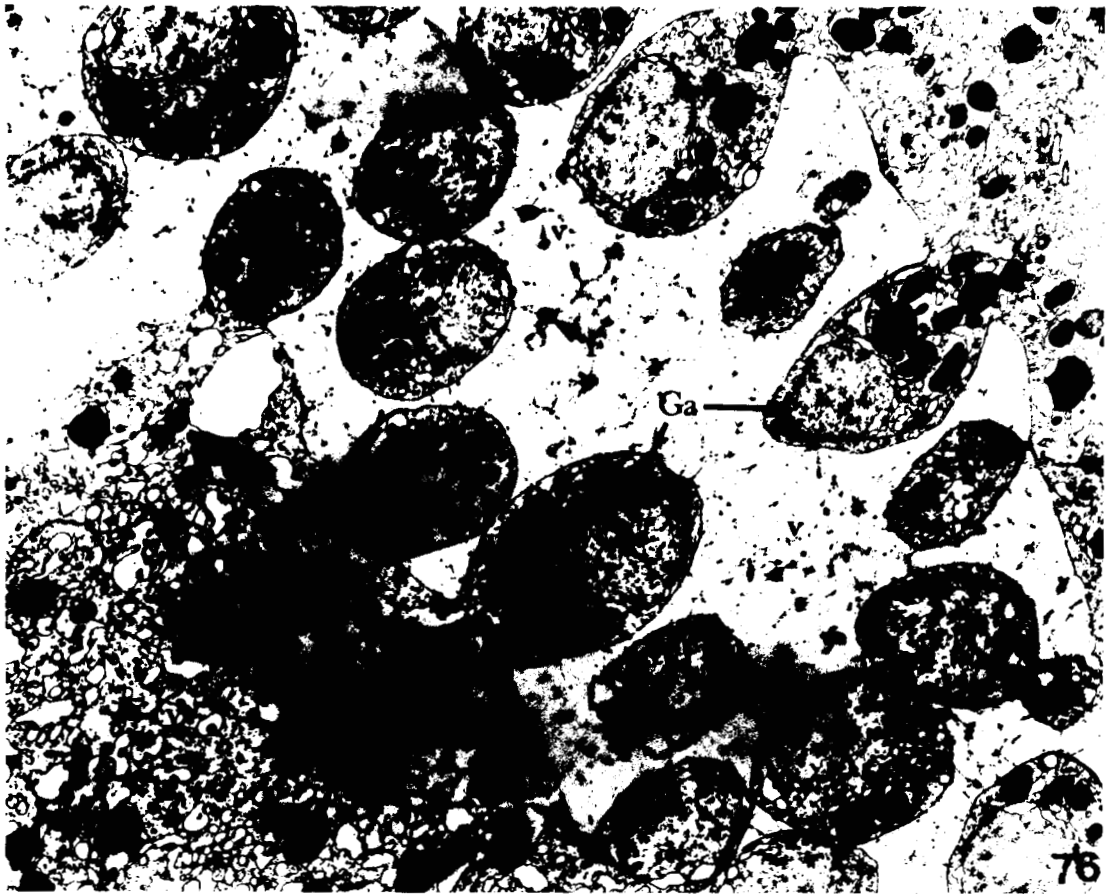
Fig. 77 a et 77 b :

Vue de détail d'un gamète mâle à ce stade. Les deux micrographies correspondent à deux coupes du même gamète à des niveaux différents. Noter l'inclinaison du flagelle en croissance (77 b). Le gamète est encore rattaché à la masse cytoplasmique dont il est issu (Fig. 77 a), et il se trouve en phase d'incorporation d'un certain volume de cytoplasme avant sa libération.

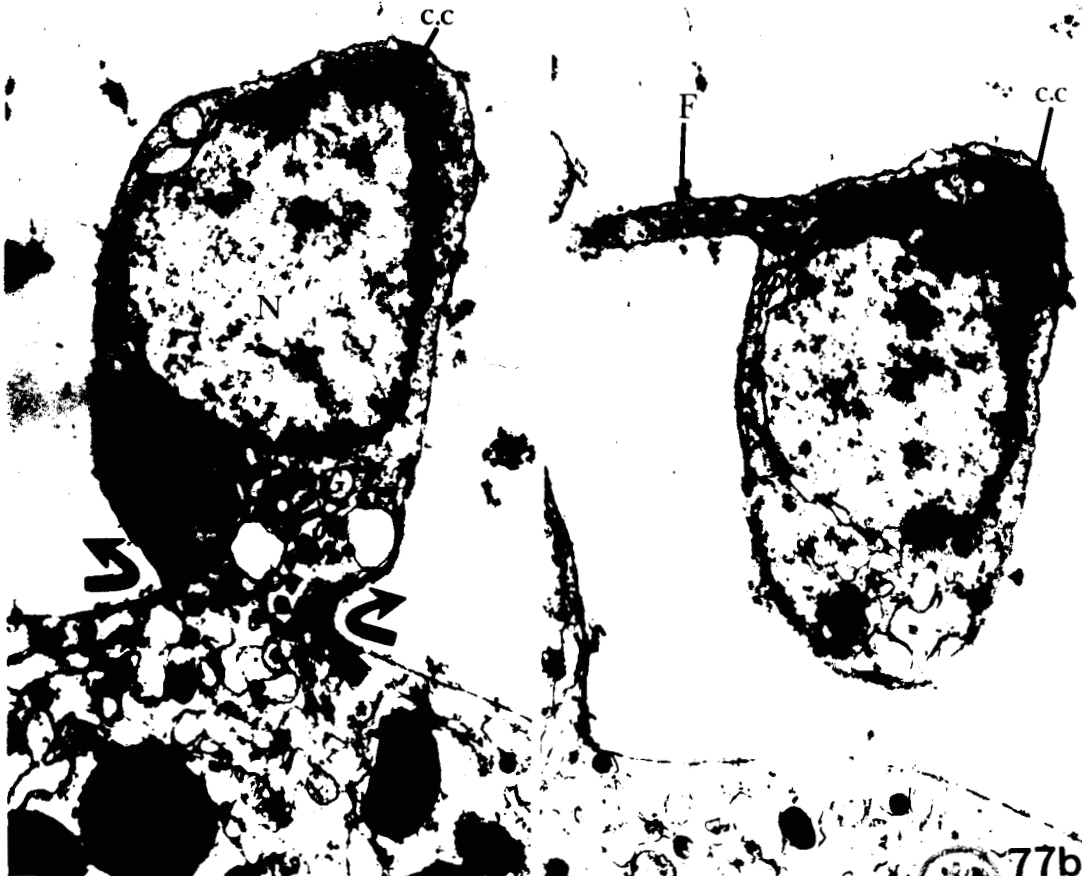
G = Golgi c.c = centre cinétique

(x 25 000)





76



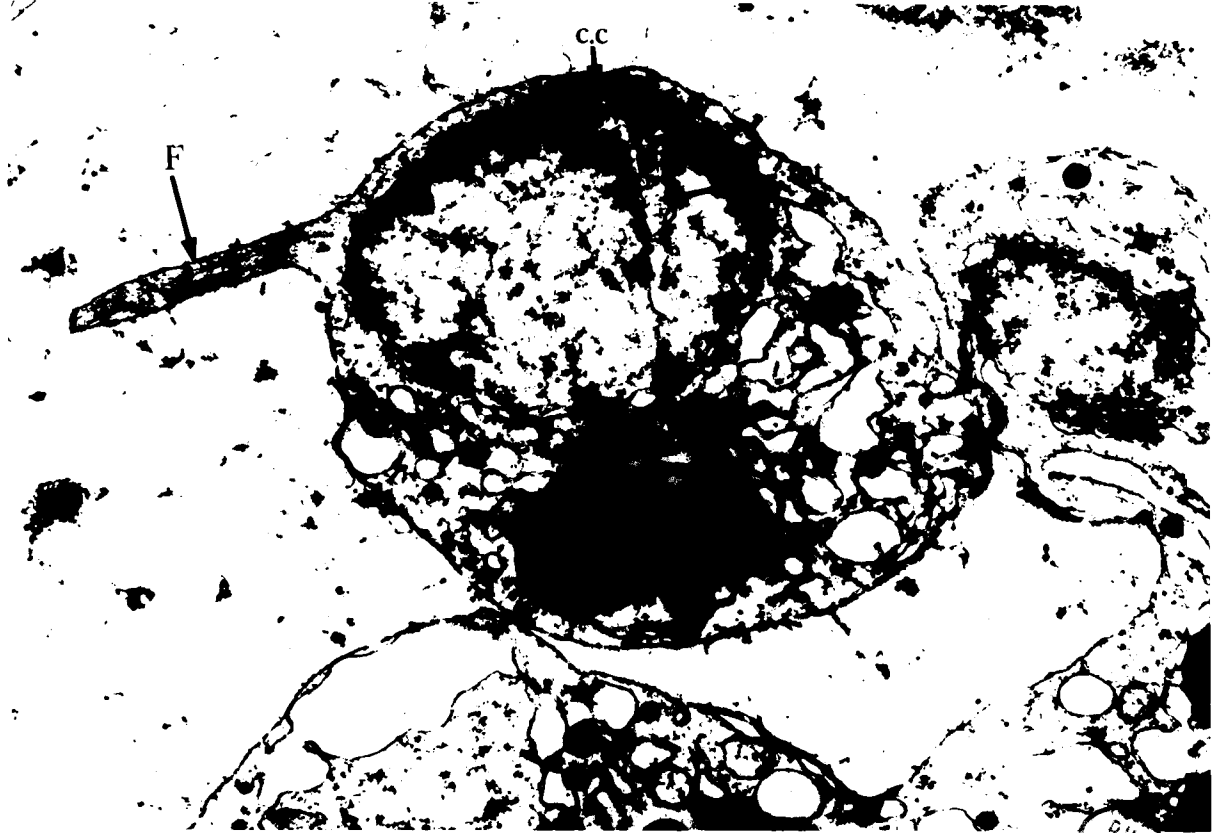
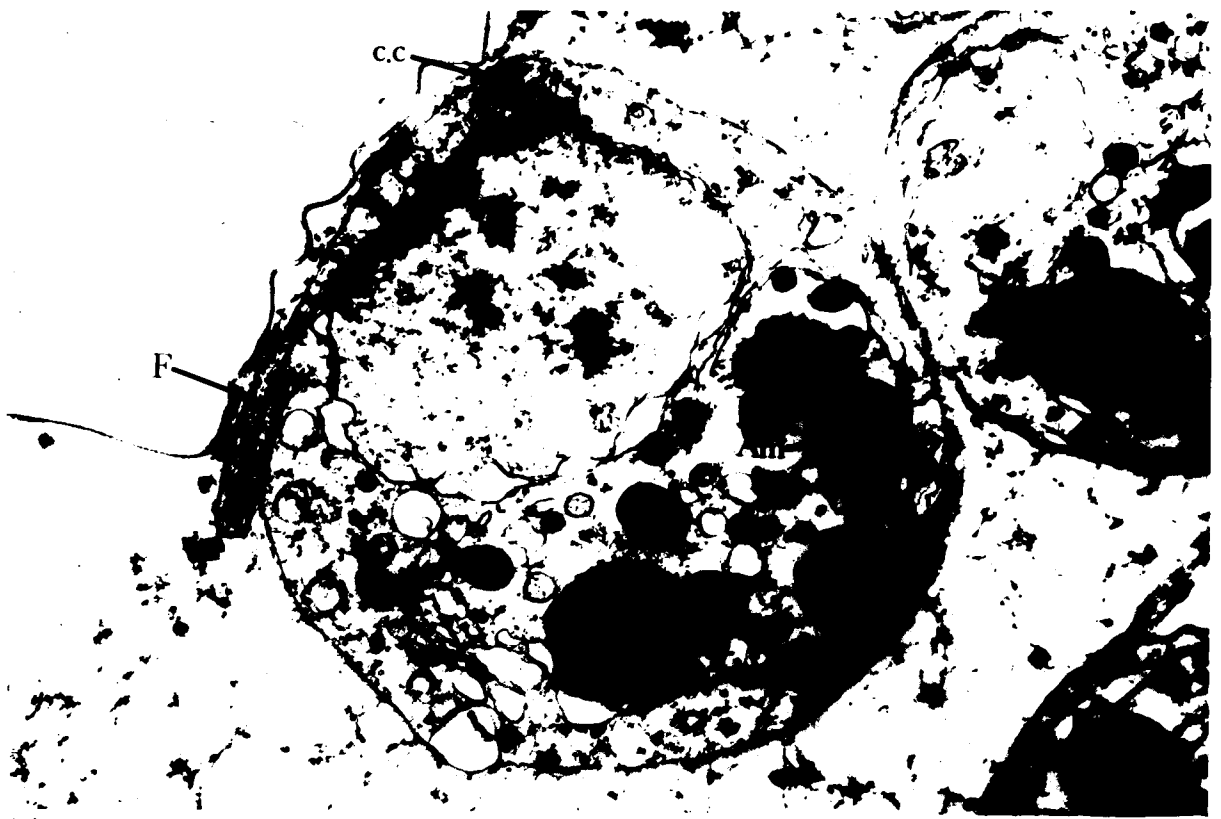
77b



Fig. 78 : Quand les gamètes mâles se sont individualisés totalement, ils n'ont pas encore atteint leur structure définitive, et en particulier la mise en place du flagelle (F) n'est pas achevée. On retrouve par contre dans leur cytoplasme les inclusions caractéristiques du trophozoïte (Amylopectine : (Am) et Globules lipidiques (L)).
(x 35 000)

Fig. 79 : Gamète au même stade que le précédent, mais ce plan de coupe montre que le centre cinétique (c.c) est à l'origine non seulement du flagelle (F) mais aussi d'une poussée microtubulaire (mt) qui s'engage dans une profonde dépression de l'enveloppe nucléaire.
(x 35 000)





BIIS
1966

Fig. 80 : Gamète mâle mûr au cours de la danse des gamètes. Cette micrographie montre la position du centre cinétique (c.c) d'où démarre le flagelle (F) qui après avoir traversé le cytoplasme vient émerger à l'opposé de celui-ci. Les inclusions glucidiques (Am) et lipidiques sont abondantes. On peut en outre observer des inclusions denses (I.d) à aspect particulier, limitées par une membrane décollée du contenu. L'appareil mitochondrial (mit) est bien représenté.

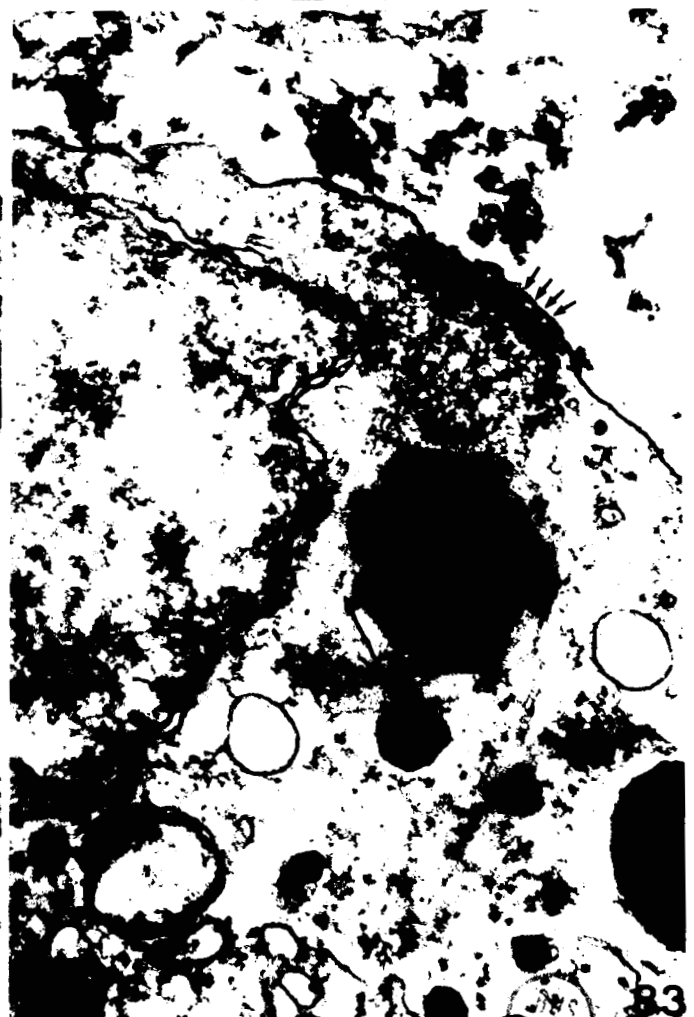
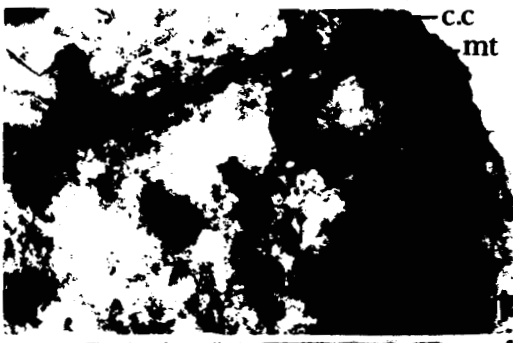
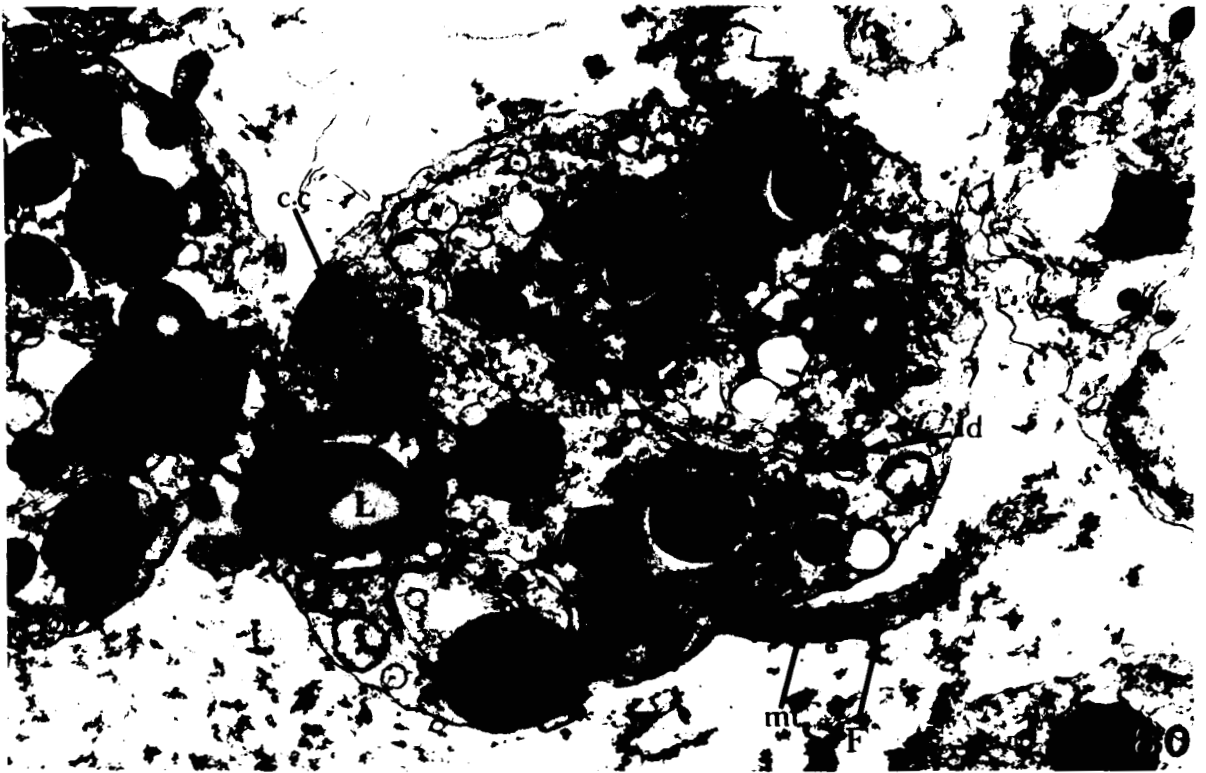
Fig. 81-82 : Le centre cinétique (c.c) apparaît parfois constitué de deux couches denses en forme de croissant, séparées par un espace clair. Les microtubules (mt et F) rayonnent à partir de cette structure. Le plan de coupe de la fig. 82 passe à la fois par le flagelle (F) et par le groupe de microtubules (mt) qui s'engagent dans une invagination du noyau (I).

(Fig. 81 x 60 000 - Fig. 82 x 46 000)

Fig. 83 : Suivant l'incidence de coupe, le centre cinétique présente parfois une structure périodique (flèches).

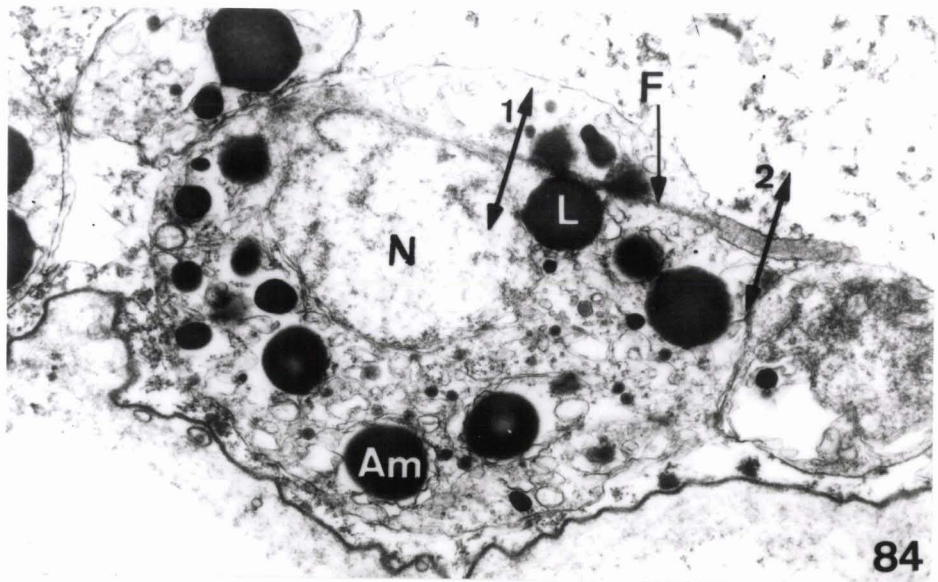
(x 80 000)



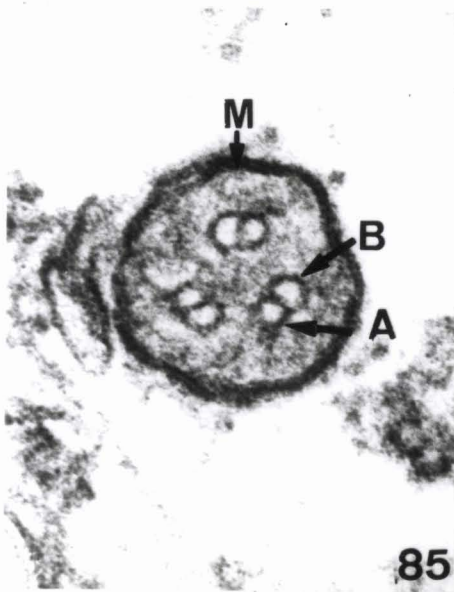


- Fig. 84 : Section d'un gamète mâle.
L'axonème flagellaire (F) court le long du noyau (N).
Les deux flèches 1 et 2 indiquent les niveaux de section des figures 85 et 86.
Am - amylopectine L = globule lipidique
(x 30 000)
- Fig. 85 : Section transversale du flagelle libre (Section 2 de la figure 84). La sous fibre A correspond au microtubule complet de chaque doublet.
B = sous fibre B - M = membrane du flagelle
(x270 000)
- Fig. 86 : Section transversale du flagelle dans le corps cellulaires du gamète (Section 1 de la figure 84). Les doublets (d) sont entourés par une matrice légèrement dense. Une portion du noyau est visible (N).
(x 270 000)
- Fig. 87 : Prises de vues rapides au microscope à fond noir d'un gamète mâle mobile. La première image est sur la droite et le corps cellulaire du gamète fixé à la lame de verre. L'intervalle entre expositions est de 0,1 sec. La période de battement 0,7 à 0,8 sec.
(x 640).

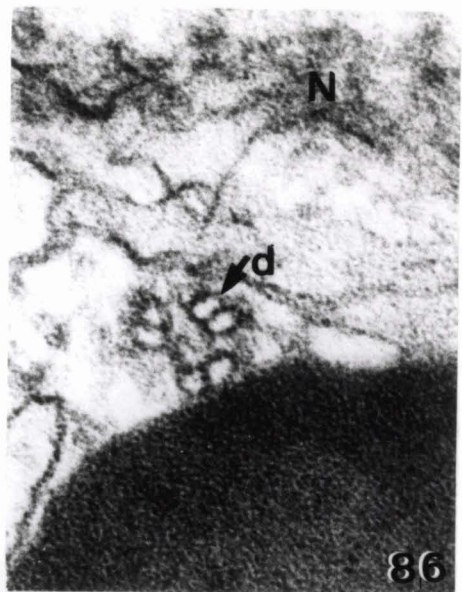




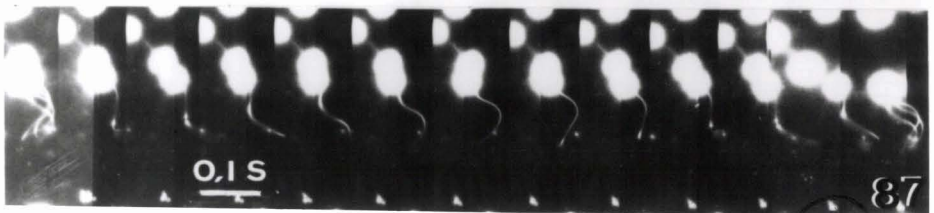
84



85



86



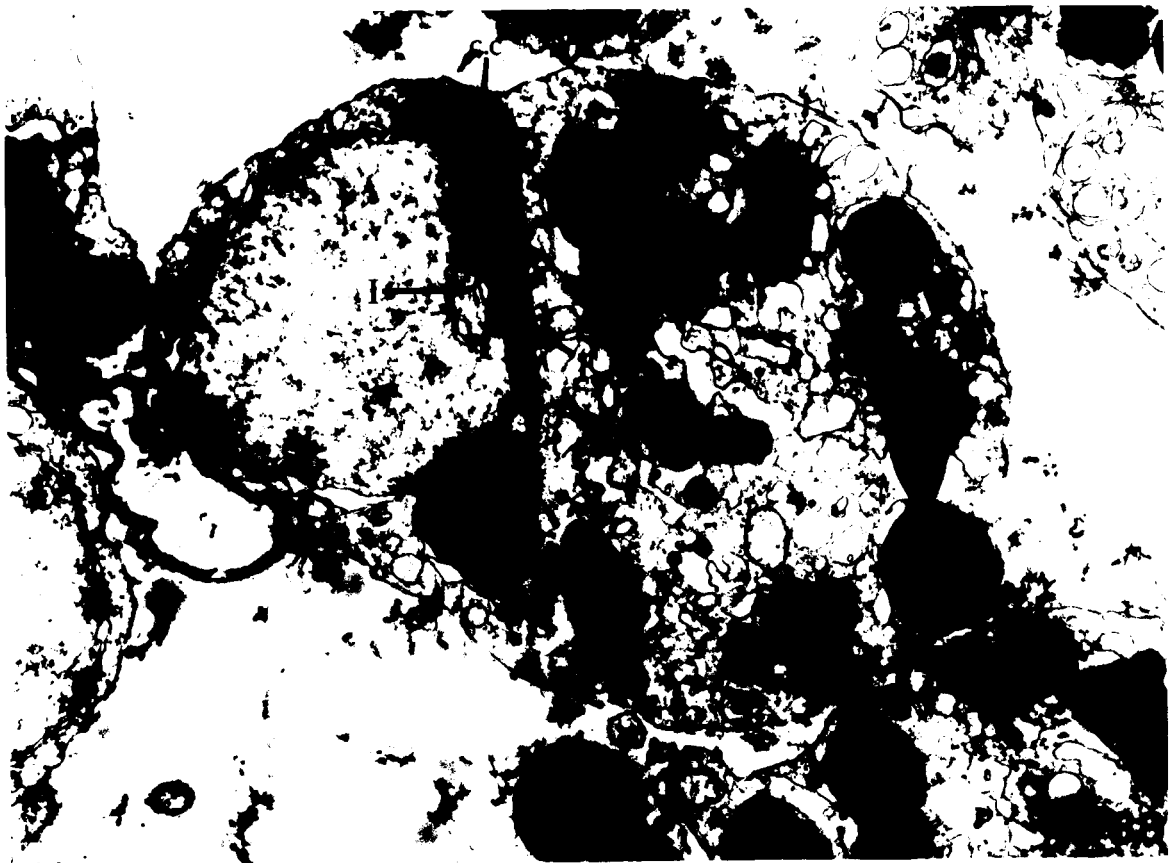
87



Fig. 88 : Vue d'ensemble d'un gamète mâle, légèrement piriforme par suite de la position excentrée du noyau. La racine flagellaire (F) qui démarre au centre cinétique (c.c) longe le noyau souvent déprimé à ce niveau:(I) invagination provoquée par une deuxième poussée microtubulaire.
(x 30 000)

Figs.89-90 : Deux plans de coupe tangentiels au noyau qui montrent la dépression (D.N) provoquée par le flagelle (F).
Sur la Fig. 89 est visible une coupe transversale de flagelle (F (c.t)).
(x 35 000)





ETUDE DU FLAGELLE DU GAMÈTE MÂLE PAR LA TECHNIQUE DE LA
COLORATION NÉGATIVE À L'ACIDE PHOSPHOTUNGSTIQUE 1 %.

Fig. 91 : Vue d'ensemble d'un gamète mâle. Le corps du gamète (Ga) a éclaté et le flagelle (F) en émerge. L'extrémité de ce dernier semble ne comporter qu'un doublet (Flèche).
(x 25 000)

Fig. 92 : Détail d'une zone du flagelle où l'on distingue bien les trois doublets de l'axonème ($D_1 - D_2 - D_3$).
(x 60 000)

Fig. 93 : Sur des préparations de gamètes ayant subi un choc osmotique, les doublets de l'axonème sont bien dissociés ($D_1 - D_2 - D_3$).
(x 50 000)



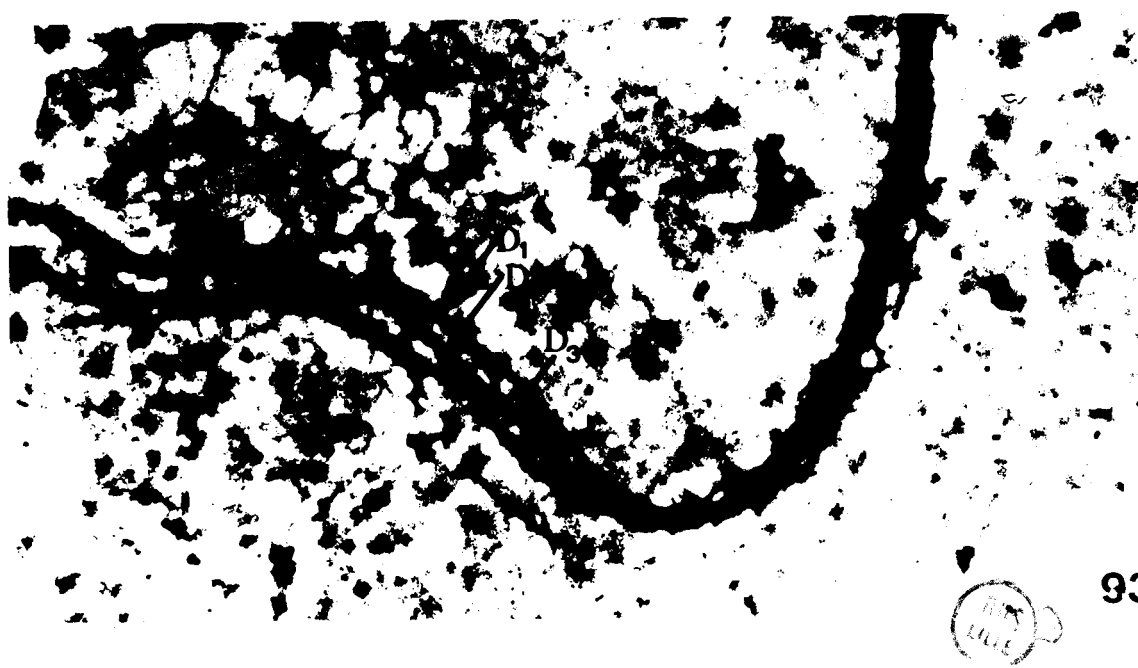


Fig. 94 : Vue d'ensemble d'un gamonte femelle mature, qui diffère du gamonte mâle uniquement par l'absence de flagelle sur ses gamètes.
(x 10 000)

Fig. 95 : On retrouve dans les gamètes femelles parfaitement sphériques d'abondants globules lipidiques (L) souvent entourés par un saccule du réticulum endoplasmique (r.e), mais relativement peu de grains d'amylopectine (Am). Comme dans le gamète mâle sont présentes quelques petites inclusions denses (I.d).
mit = mitochondrie
(x 23 000)



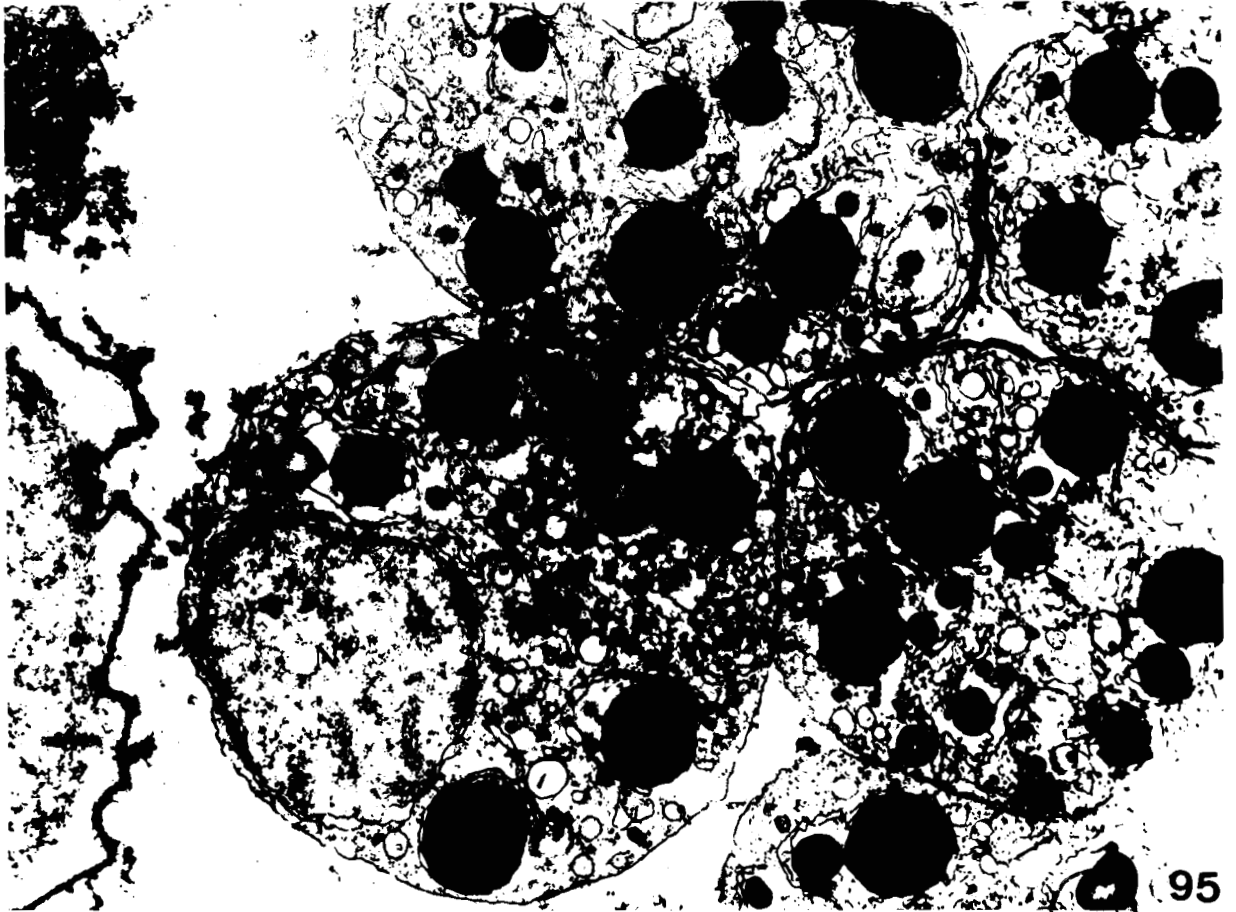
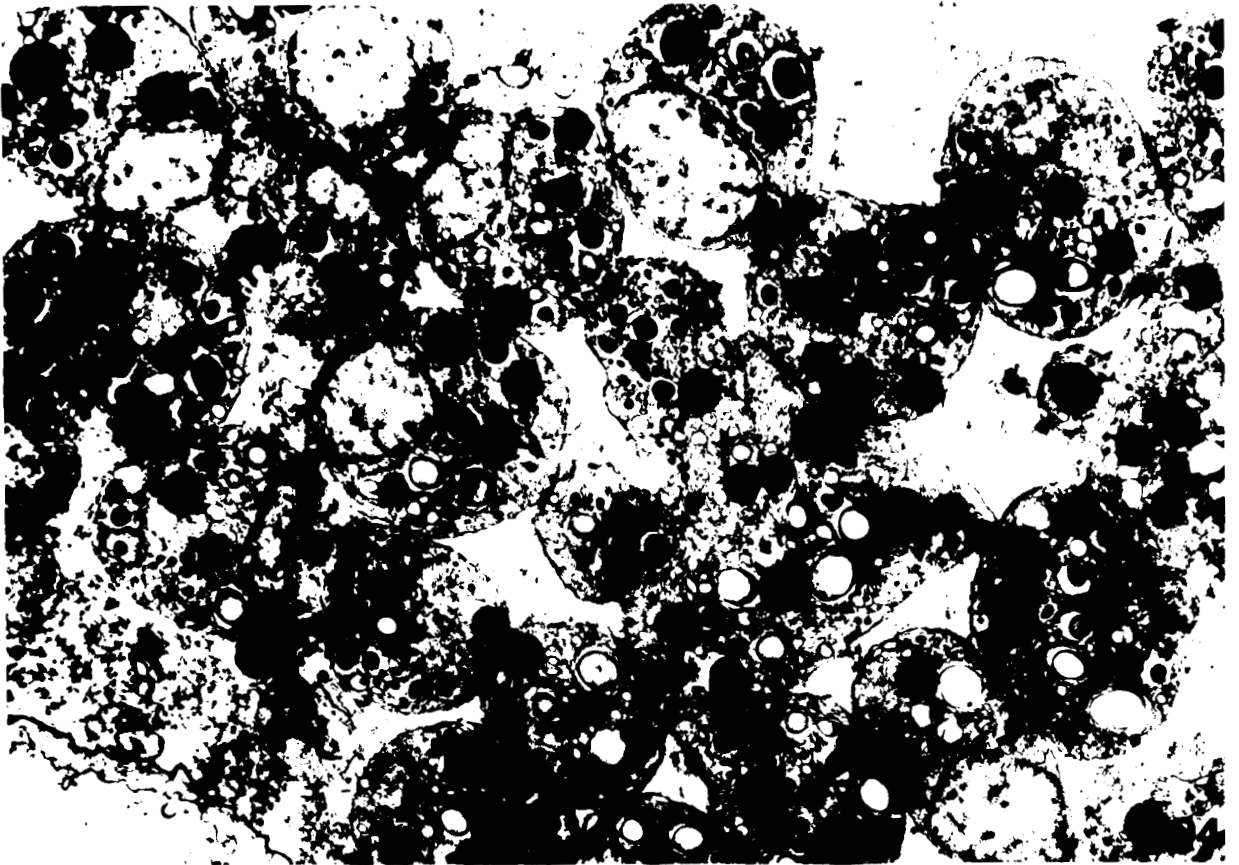


Fig. 96 :

Jeune zygote de Diplauxis

Les noyaux des gamètes mâle et femelle (N_1 N_2) sont proches l'un de l'autre, sur le point de fusionner.

Remarquer l'empilement de saccules ergastoplasmiques (r.e.g).

Les globules lipidiques sont en contact avec un saccule de réticulum dont la lumière présente à leur contact une matrice dense aux électrons.

(x 25 000)

Fig. 97 :

Détail de la zone d'affrontement entre les deux noyaux gamétiques (N_1 - N_2). Les enveloppes nucléaires qui se font face sont percées de nombreux pores (P.o).

(x 58 000)



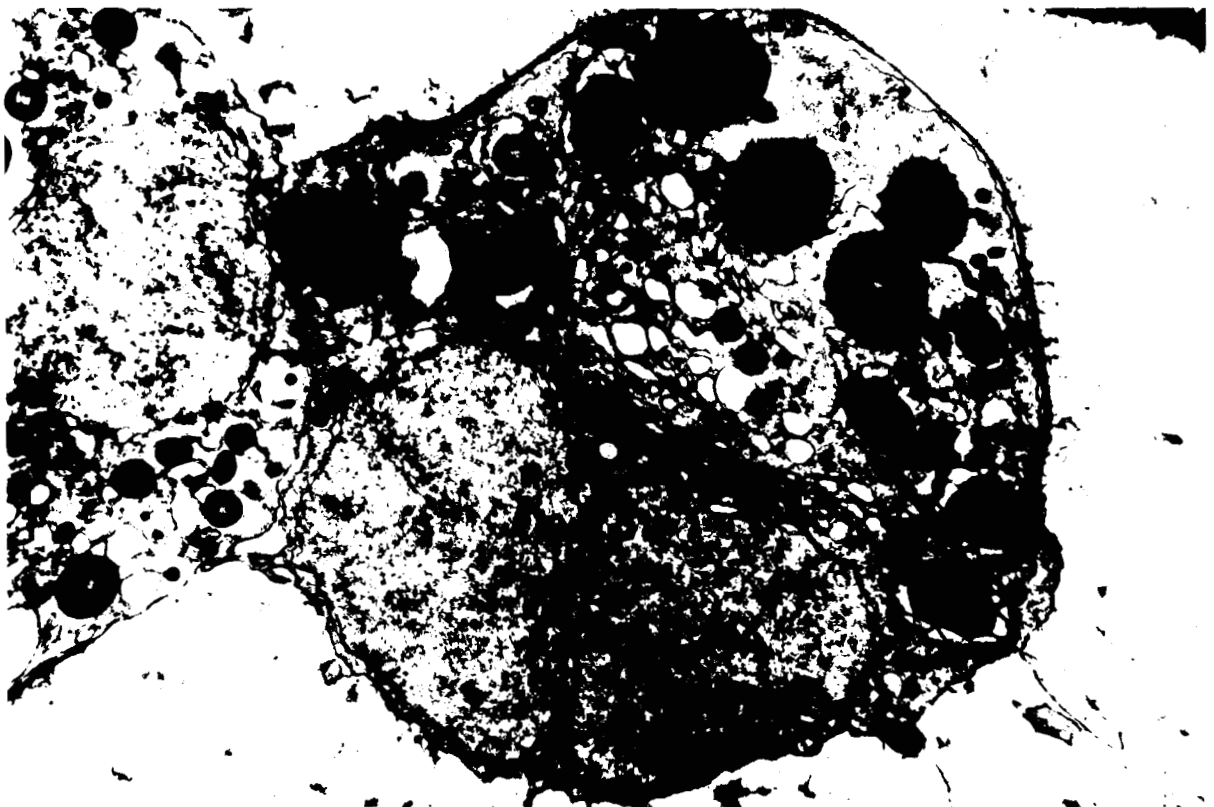


Fig. 98 : Le zygote est mobile pendant environ 1 H après la fusion des gamètes par suite de la persistance du flagelle (F). Environ la moitié de sa surface est doublée par la paroi zygotique (P.Z) future paroi du sporoblaste.
L = Lipide - Am = amylopectine.
Noter le bourrelet de matériel dense sur le bord de la paroi déjà mise en place.
(x 25 000)

Fig. 99 : Le centre cinétique (c.c) est constitué d'un important amas de courts microtubules dont émerge le flagelle (F). Le réticulum endoplasmique granulaire (r.e.g) est à l'origine d'un dictyosome (G) lui-même formateur d'inclusions denses (I.d)
(x 50 000)



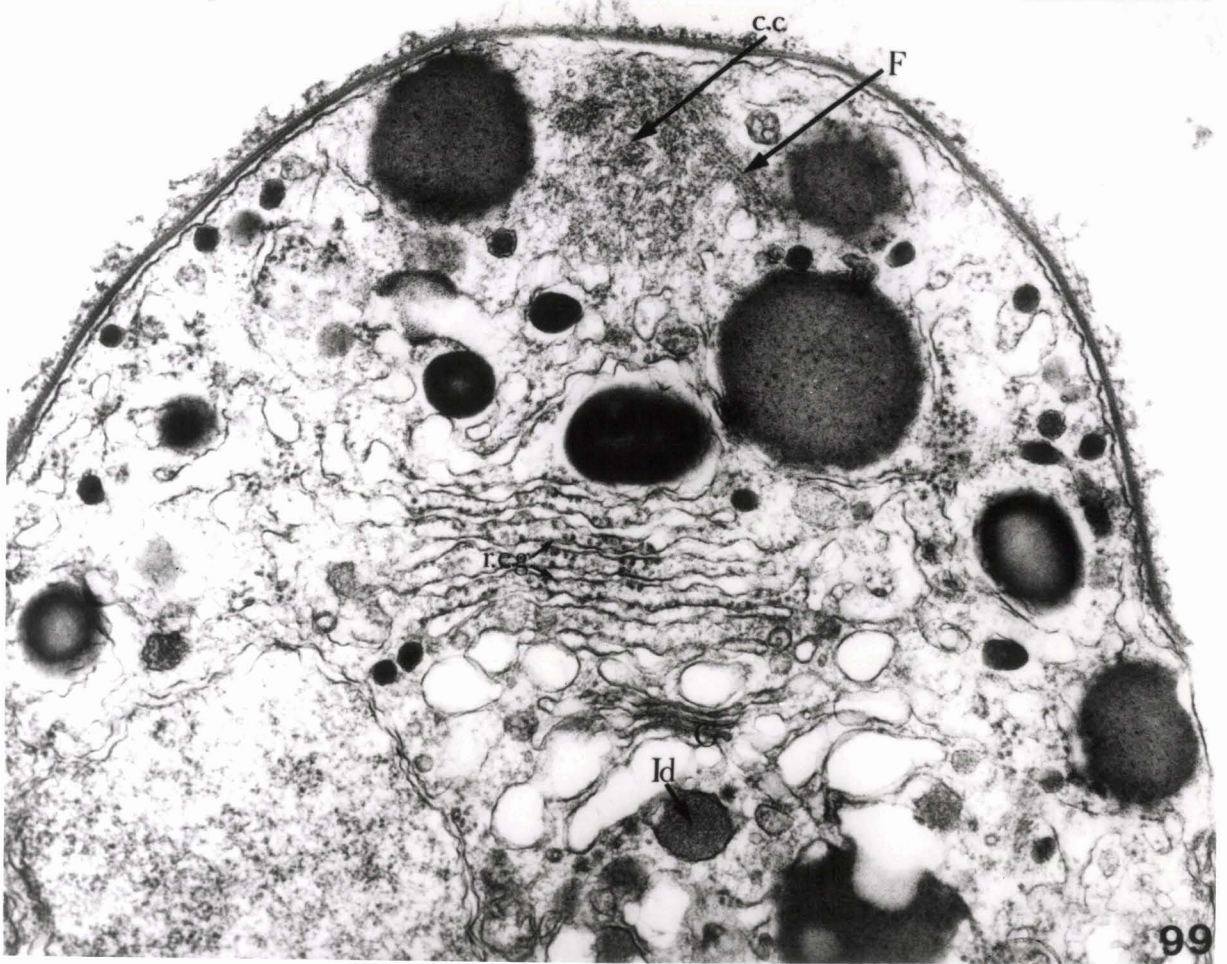
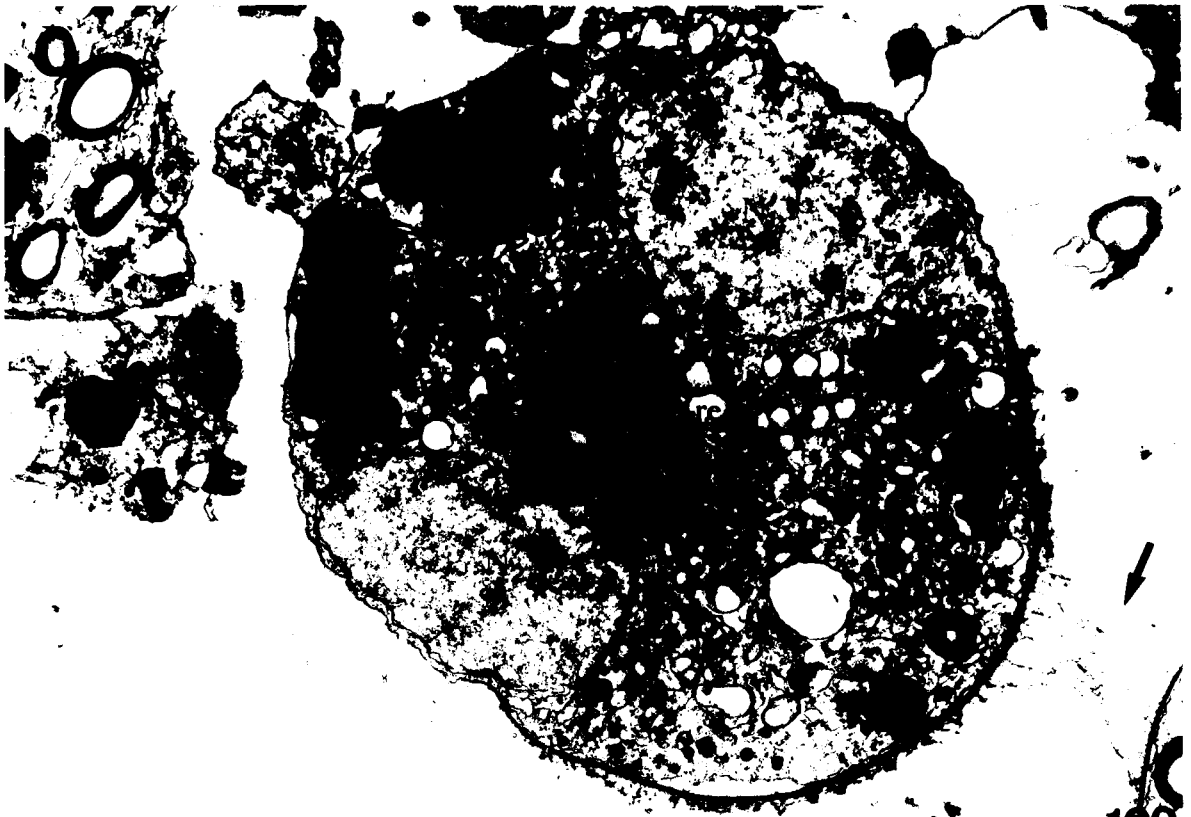


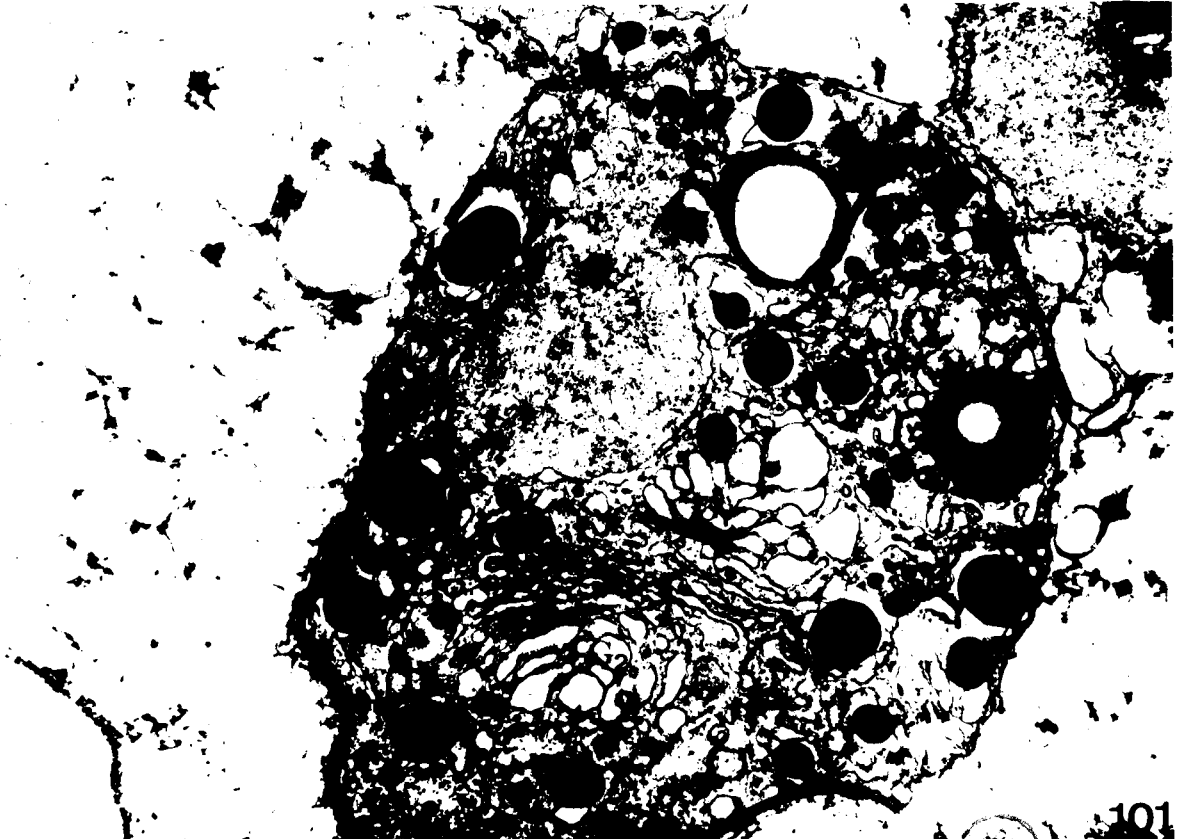
Fig. 100 : Jeune zygote où les noyaux gamétiques ($N_1 - N_2$) sont encore situés à l'opposé l'un de l'autre. Le réticulum endoplasmique granulaire (r.e.g) est particulièrement abondant. Les zygotes vont entrer en relation les uns avec les autres par du matériel fibrillaire (flèche) issu de la paroi zygotique en cours de formation.
(x 20 000)

Fig. 101 : L'empilement de réticulum granulaire (r.e.g) forme par ses faces externes deux dictyosomes ($G_1 - G_2$) et par ses faces latérales entre en relation avec les grains d'amylopectine.
(x 25 000)





100



101

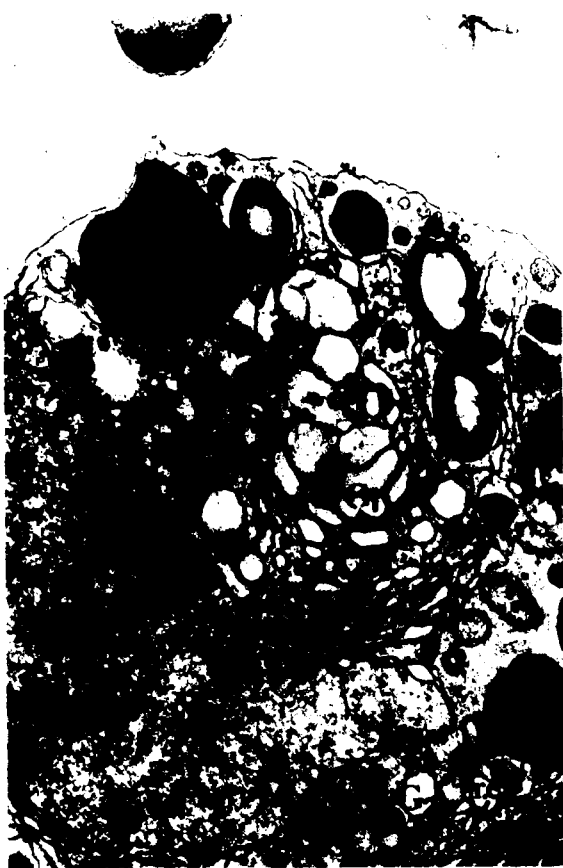


Fig. 102 : Ce zygote présente deux empilements de réticulum granulaire (r.e.g), à l'origine chacun d'un dictyosome (G_1 , G_2), dont les faces latérales viennent en contact avec des globules lipidiques.
(x 55 000)

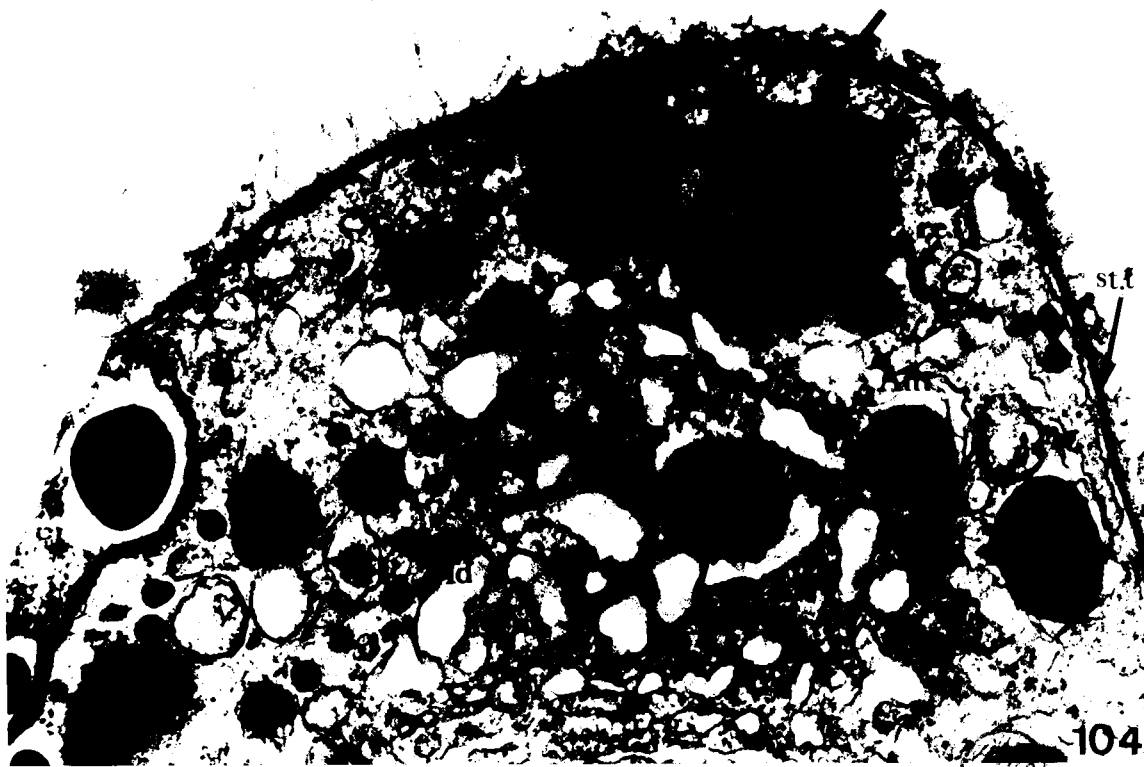
Fig. 103 : Zygote en cours de fusion des noyaux gamétiques. L'un d'eux pénètre dans une anfractuosité de l'autre. Remarquer là aussi l'abondance des Pores nucléaires (Po)
(x 22 000)

Fig. 104 : Détail d'un zygote. Les inclusions denses (I.d) migrent à la périphérie et viennent fusionner avec la membrane cytoplasmique. Leur contenu est ainsi déversé vers l'extérieur (flèche) et permet la formation de la paroi zygotique. Celle-ci présente une striation(St.t.)sur les coupés obliques.
(x 40 000)
mit = mitochondrie.





103



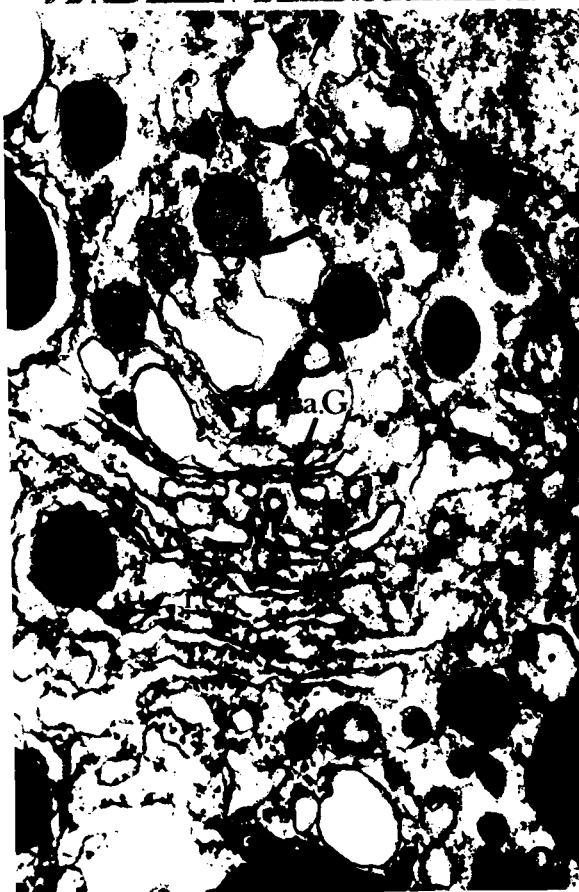
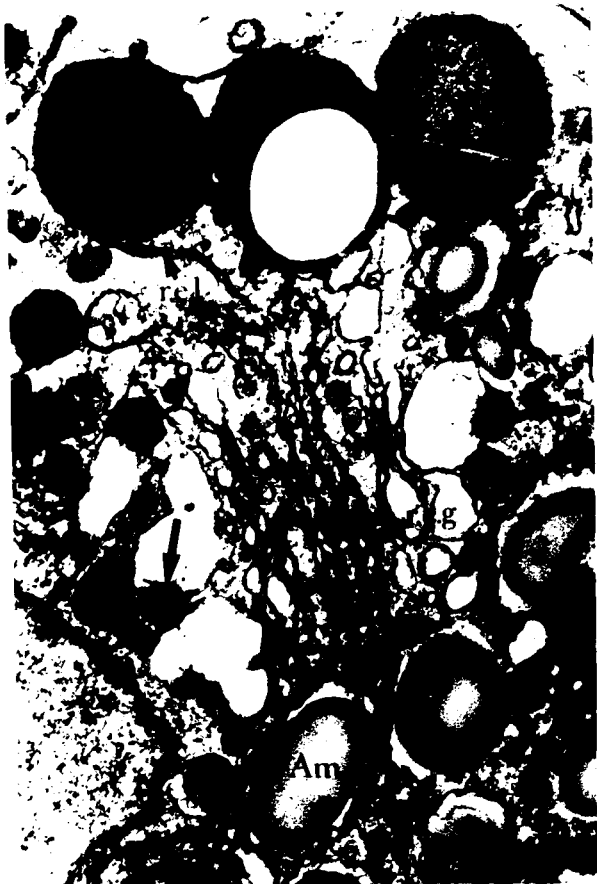
st.f

104

IMAGES MONTRANT L'ACTIVITE METABOLIQUE DU ZYGOTE

- Fig. 105 : Les extrêmités latérales des cisternes du réticulum endoplasmique granulaire (r.e.g) perdent leurs ribosomes (r.e.l) et sont en relation avec les grains d'amylopectine (Am) et les globules lipidiques (L). Plusieurs de ces derniers peuvent être en contact avec une même cisterne qui présente un contenu dense aux électrons.
Les vacuoles dérivées du Golgi montrent une accumulation latérale de matériel (flèches).
(x 45 000)
- Fig. 106 : Le réticulum granulaire (r.e.g) forme un dictyosome par bourgeonnement de vésicules de transition (v.t.).
(x 50 000).
- Fig. 107 : Micrographie qui démontre parfaitement la continuité réticulum granulaire (r.e.g) vésicules de transition (v.t) saccules golgiens (sa.G) inclusions denses (I.d). Ces inclusions se forment par accumulation latérale de matériel (Fig. 105) qui se retrouve dans des vésicules se détachant des vacuoles golgiennes dilatées (flèche).
(x 50 000)
- Fig. 108 : Les inclusions denses (I.d) subissent semble-t-il une condensation de leur contenu et leur membrane limitante apparaît décollée. Ces inclusions participent à la genèse de la paroi zygotique (P.Z).
(x 50 000)





GILL

Fig. 109 : Sporoblaste uninucléé (N) provenant de la transformation du zygote. La paroi limitante est continue (P.S) et l'on constate un net changement au niveau cytoplasmique. Le réticulum (r.e.g) et le Golgi (G) sont réduits, par contre les réserves glucidiques (Am) et lipidiques (L) sont importantes.

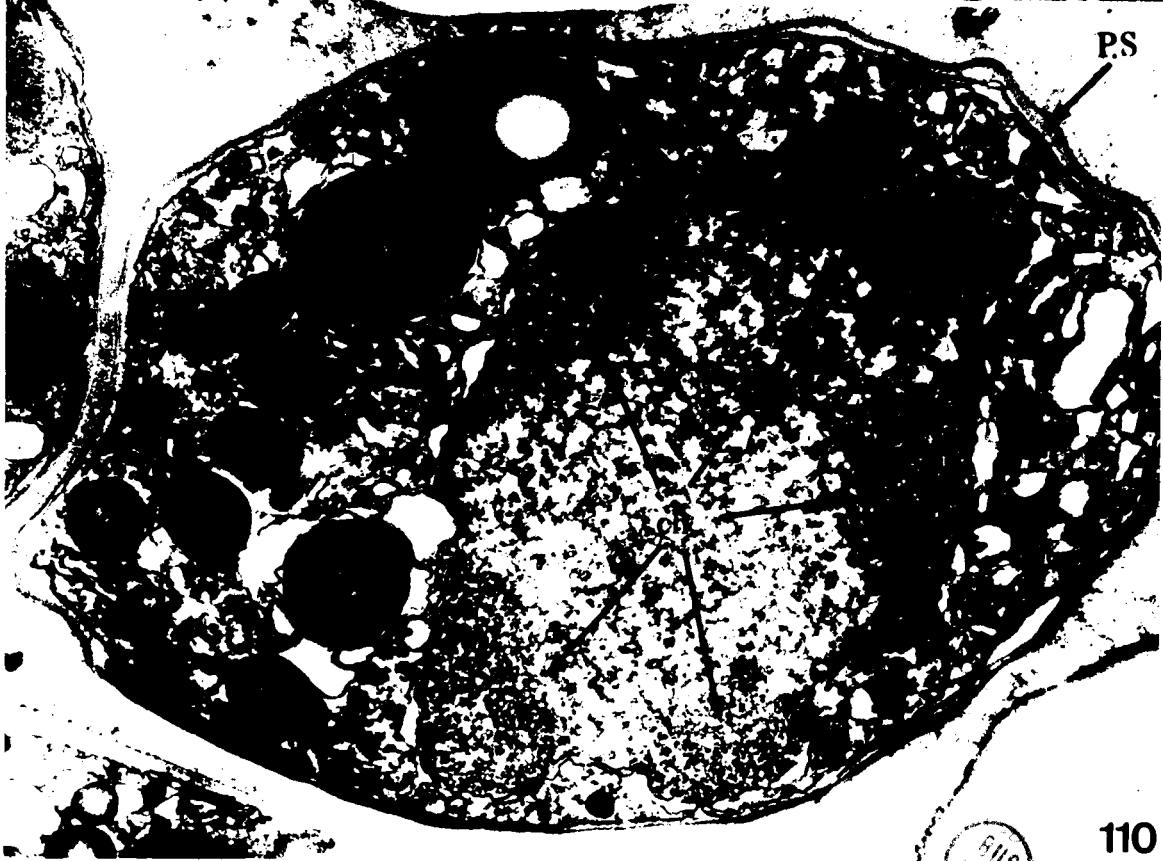
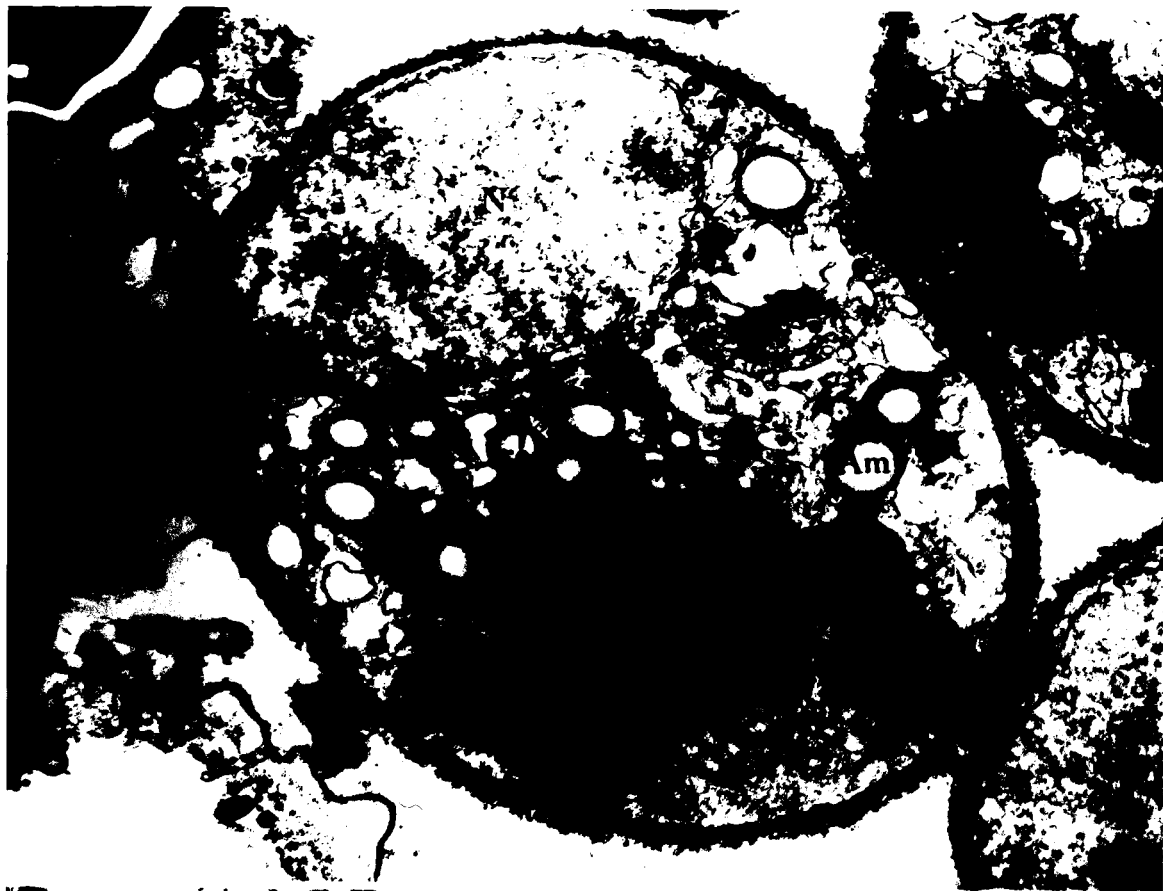
(x 30 000)

c.c = centre cinétique.

Fig. 110 : Le noyau de fécondation va entrer en division, et la disposition du matériel génétique peut faire penser à une prophase de méiose. La chromatine (ch) est disposée en cinq amas denses bien séparés qui provoquent la formation de boursouflures de l'enveloppe nucléaire.

(x 35 000)





EMIS
LILA

Fig. 111 : Sporoblaste au début de la 3^{ème} division métagamique. Trois noyaux sont visibles (N) ainsi que deux centres cinétiques (flèches).
(x 30 000)

Fig. 112 : Le noyau est en début de troisième division, ce qui se traduit par la présence de deux centres cinétiques (c.c₁ - c.c₂) en relation avec des saccules du réticulum endoplasmique lisse (r.e.l). Face aux centres cinétiques, l'enveloppe nucléaire commence à s'invaginer (I₁ I₂) et la chromatine a une localisation orientée (ch). La membrane plasmique du sporoblaste (m.p) est doublée extérieurement par une paroi constituée d'une Endospore (End. (c₁.c₂) et d'une exospore (Exo.(c₁-c₂)). L'exospore présente un revêtement du type "cell-coat".
(x 70 000)



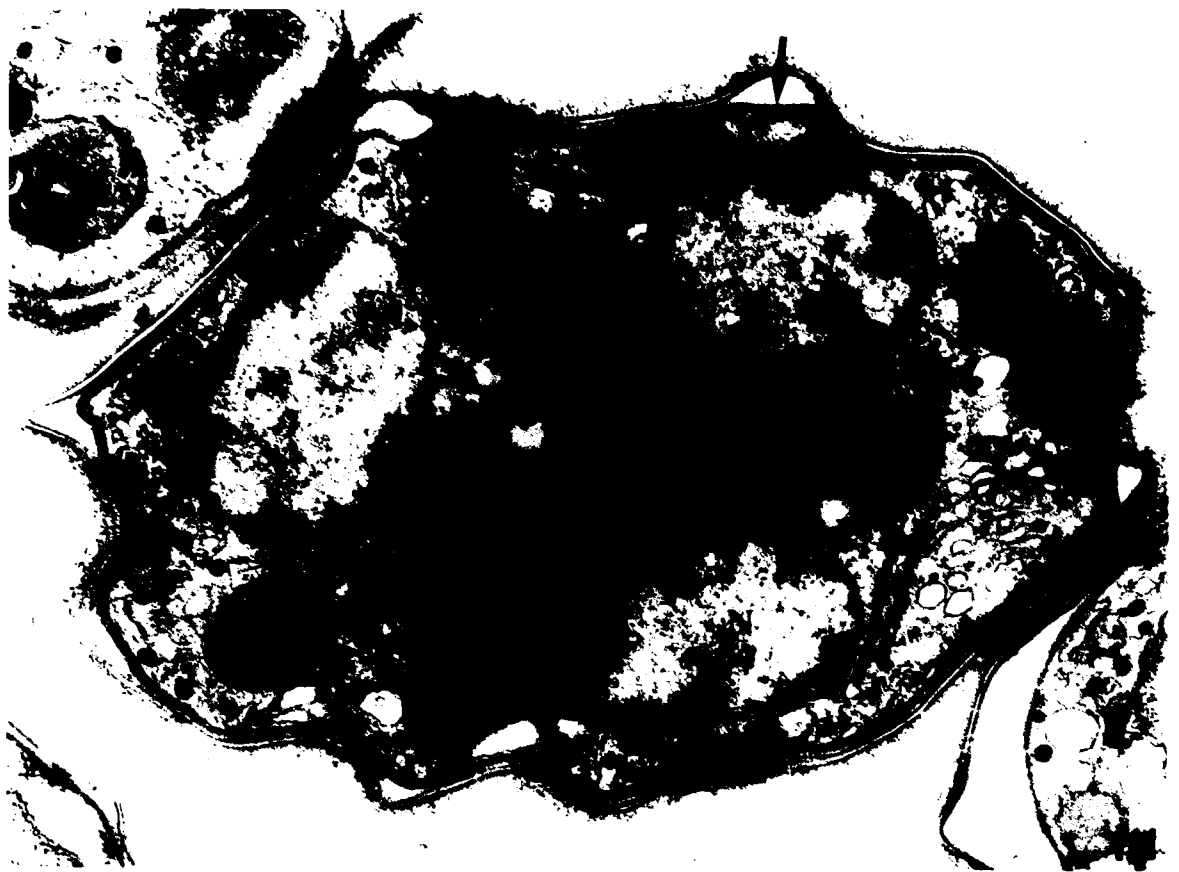


Fig. 113 : Dès la fin de la 3^{ième} division sporogonique, les futurs germes infectieux sont en début de genèse. Le centre cinétique (c.c) garde la position acquise à la fin de la mitose, c'est-à-dire associé à un saccule de Réticulum endoplasmique lisse (r.e.l) qui constitue les premières portions du complexe membranaire interne du sporozoïte. Cette double membrane est disposée parallèlement à la membrane cytoplasmique (m.p) du sporoblaste. A proximité des noyaux, le réticulum granulaire (r.e.g) perd ses ribosomes sur une des faces ^{celle} qui émet des vésicules de transition (v.t) à l'origine d'un dictyosome (G).
(x 38 000)

Fig. 114 : Sporoblaste légèrement plus évolué que le précédent. Le complexe membranaire des futurs sporozoïtes commence à se mettre en place dans le cytoplasme. Le dictyosome issu du réticulum endoplasmique émet, latéralement à ses saccules des vésicules au contenu clair, contenu qui s'opacifie pour former de petites sphérules.
(x 25 000)

Fig. 115 : Vue d'ensemble d'un sporoblaste où l'on peut distinguer plusieurs dictyosomes (G₁ G₂ G₃) très proches des noyaux.
(x 20 000)



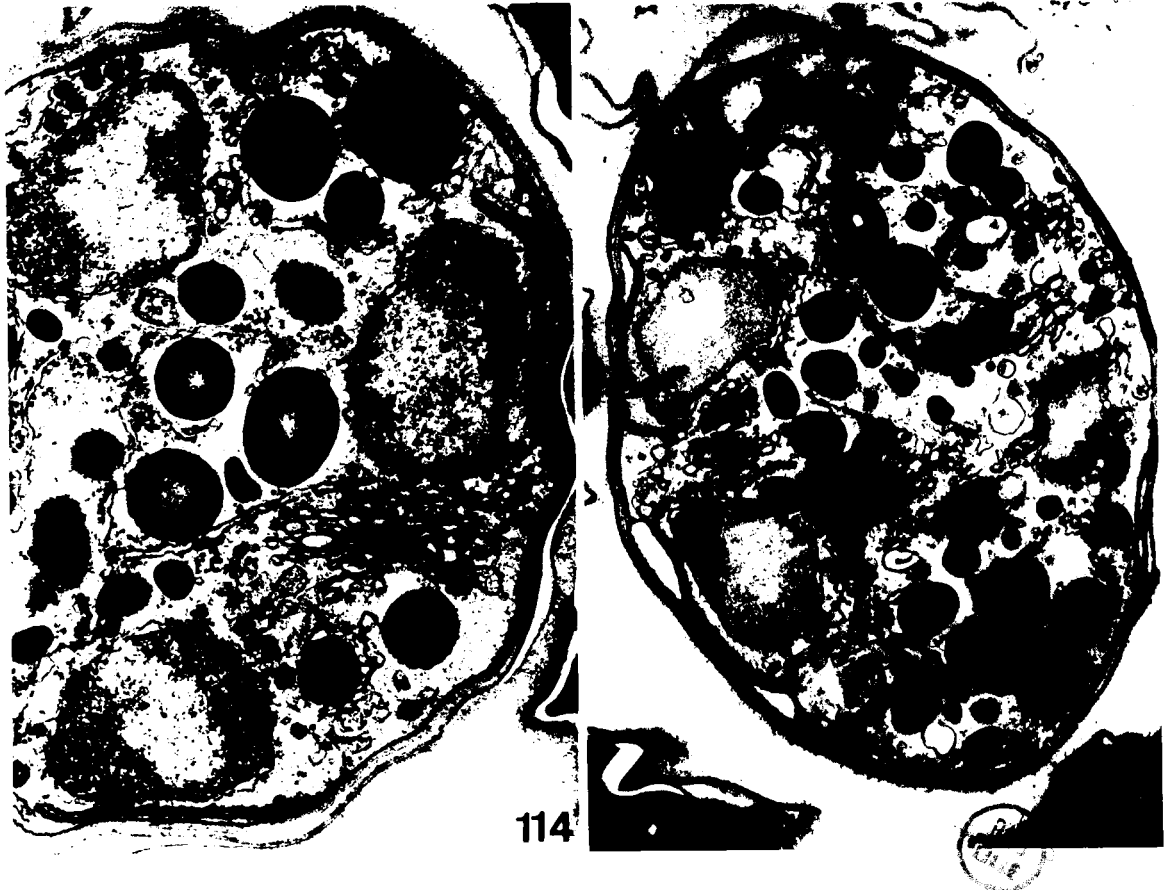
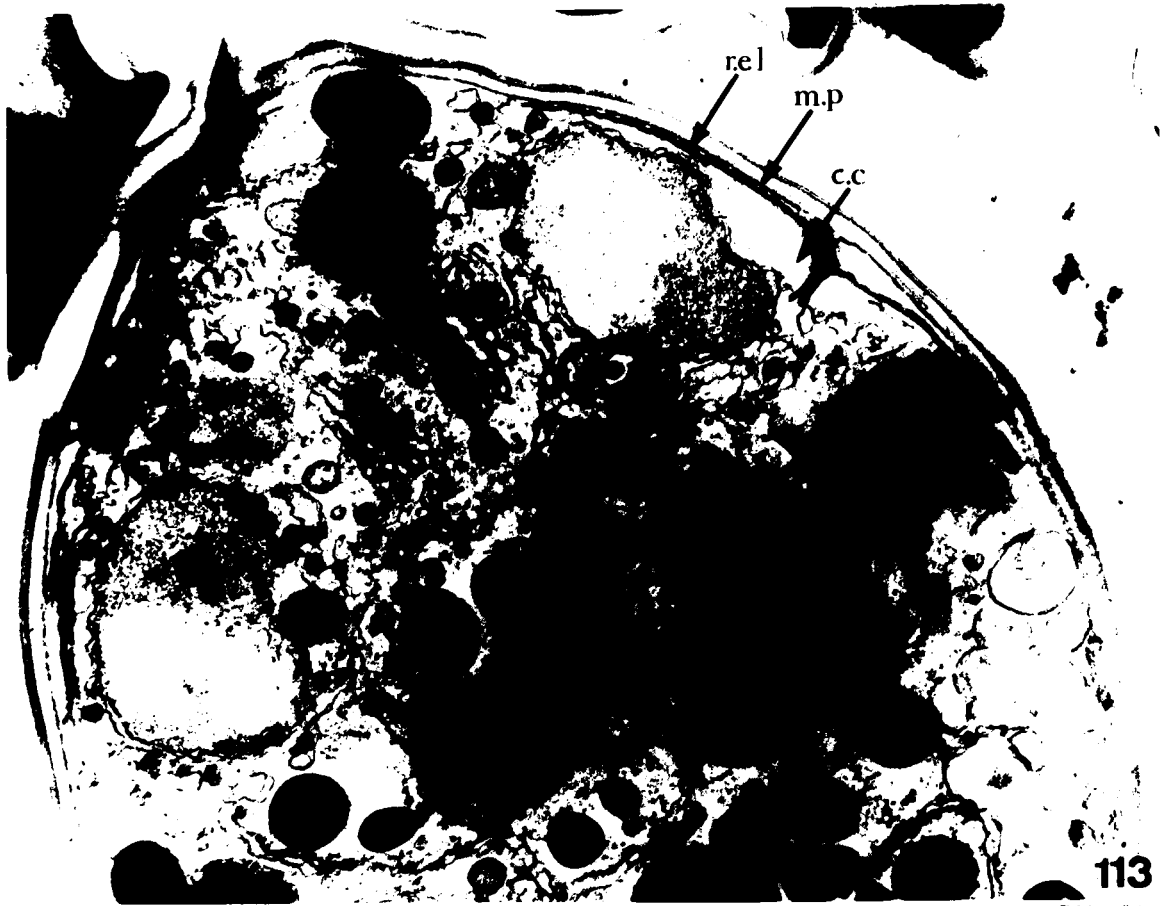


Fig. 116 : Section longitudinale d'un zoïte au début de sa formation. La double interruption des membranes internes déjà mises en place peut laisser supposer que le centre cinétique (c.c) se dédouble une dernière fois à la fin de la 3ième division, de façon à orienter la synthèse des futurs microtubules sous-pelliculaires.
(x 50 000)

Fig. 117 : Coupes à différents niveaux de germes infectieux à un stade intermédiaire de leur individualisation. La délimitation par l'invagination de la membrane cytoplasmique du sporoblaste, qui donne la membrane externe (m.ext.) du zoïte et la membrane de la vacuole (m.v) qui englobe le tout, est toujours plus rapide que celle du complexe bimembranaire interne (m.int.). On remarque que les microtubules sous-pelliculaires (mt.s.p.) suivent l'extension des membranes internes.

Fig. 117 : coupe au niveau du noyau (x 50 000)

Fig. 118 : coupe au niveau du Golgi (x 60 000)

Fig. 119 : coupe à la partie antérieure dans la zone des micronèmes (mic.) (x 120 000)





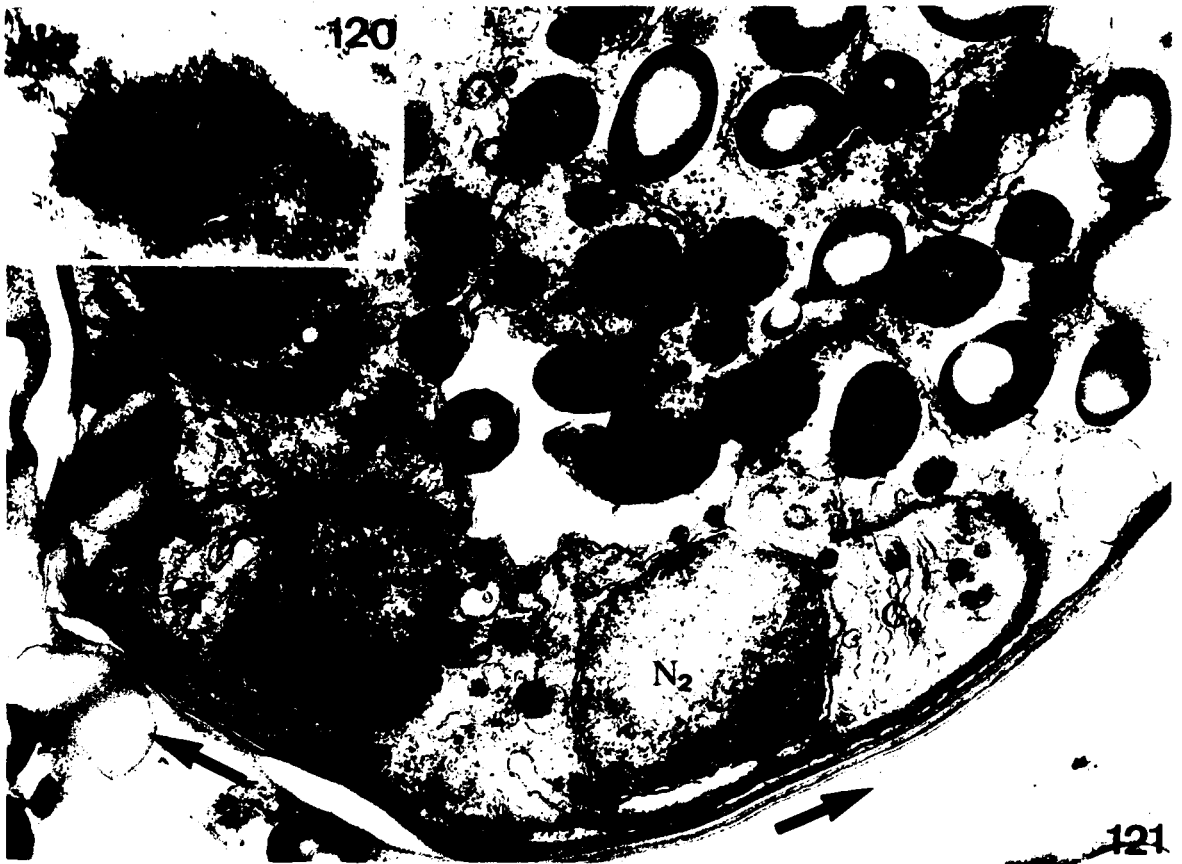
117



118

- Fig. 120 : Vue à fort grossissement d'une inclusion à aspect paracristallin (astérisque Fig. 121) qui est constituée par un agencement régulier de tubules de 7 nm de diamètre.
(x 300 000)
- Fig. 121 : Les sporozoïtes s'individualisent par deux, leur partie antérieure est opposée.
(x 30 000)
- Fig. 122 : L'invagination de la membrane plasmique du sporoblaste (m.p) amène la délimitation d'une portion de cytoplasme à l'avant du noyau (flèche). Le Golgi (G) s'y trouve enfermé. Noter la relation directe entre une cisterna du réticulum endoplasmique (r.e.l) et le complexe membranaire interne déjà en place.
(x 60 000)
- Fig. 123 : L'extension membranaire antérieure est plus importante qu'à la fig. 122. La vésicule précurseur de la rhoptrie (R) se constitue, ainsi que les inclusions qui formeront les micronèmes (mic). La flèche indique un apport possible de vésicules d'origine golgienne (G) au complexe interne.
(x 60 000)





123

Fig. 124 : Une portion de cytoplasme se délimite à l'avant du noyau par suite de l'invagination de la membrane plasmique du sporoblaste qui de ce fait devient double. Elle forme la membrane plasmique du sporozoïte (m.c) et une membrane vacuolaire (m.v). Le complexe bimembranaire interne (c.int) suit le mouvement d'invagination. Le dictyosome (G) correspondant au germe en cours de formation sera incorporé dans la zone cytoplasmique antérieure.
(x 50 000)

Fig. 125 : L'invagination de la membrane plasmique apparaît nettement (flèches). On peut également observer une grosse vacuole au contenu hétérogène peu dense qui est à l'origine de la rhoptrie (R).
(x 60 000)

Fig. 126-127 : Le dictyosome en place (G), la membrane externe de l'enveloppe du noyau (N) va bourgeonner pour assurer le renouvellement du Golgi. Celui-ci formera deux types de vésicules. Latéralement des petites inclusions denses d'environ 60 nm de diamètre, précurseurs des micronèmes (mic) et vers sa face externe un système vacuolaire qui donnera la vésicule initiale de la rhoptrie (R).
(x 50 000)

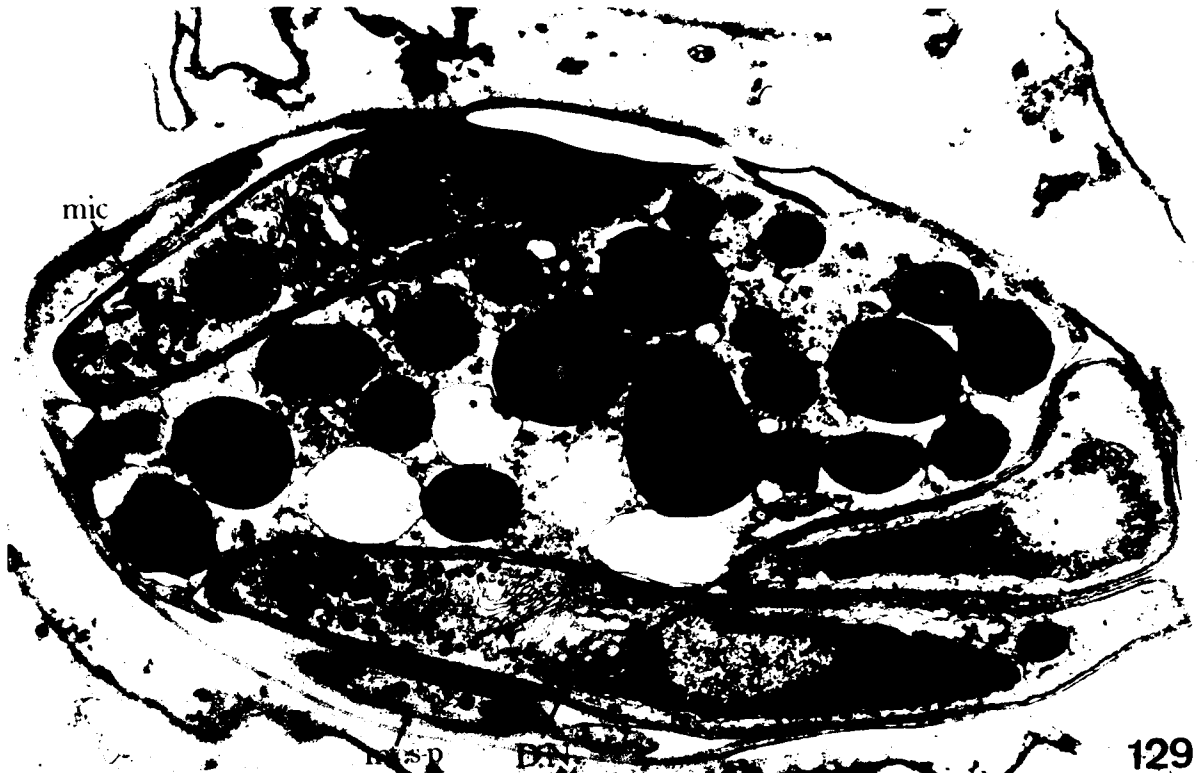
Fig. 128 : Coupe tangentielle d'un germe en cours d'individualisation. Les microtubules sous-pelliculaires (mt.s.p) sont insérés sur le pourtour du pore antérieur du complexe interne (flèche)
(x 65 000)





- Fig. 129 : Vue d'ensemble d'un sporoblaste contenant des sporozoïtes complètement délimités.
- La polarité des germes est nette. Le noyau médian envoie vers l'avant un diverticule cupuliforme (D.N) dans lequel est logé le Golgi (G). Les vésicules précurseurs des micronèmes (mic) se soudent pour former des éléments plus volumineux en forme de bouteille dont le goulot vient s'aboucher sur la membrane plasmique à l'apex du germe. La vésicule qui constitue la rhoptrie (V. R) a un contenu moyennement dense et est encore sphérique. Noter l'abondance des grains d'amylopectine (Am) dans le reliquat cytoplasmique alors que les sporozoïtes n'en contiennent pratiquement pas. (x 30 000).
- Fig. 130 : Section d'un sporozoïte mûr contenant de nombreux grains d'amylopectine (Am') nettement plus petits que ceux du reliquat cytoplasmique (Am). (x 53 000)
- Fig. 131 : La réaction de mise en évidence des polysaccharides est encore plus significative et montre que les micronèmes (mic) ne présentent pas de réaction. (x 30 000)





129



130



131

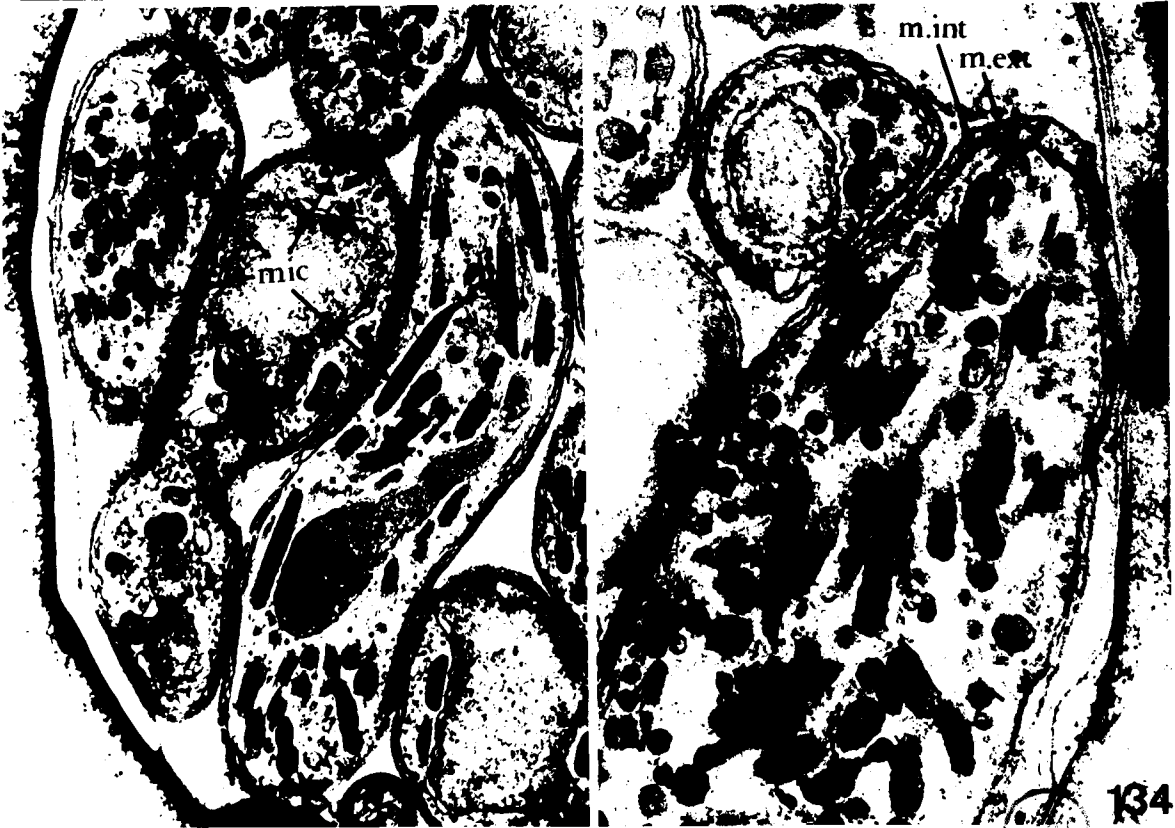


- Fig. 132 : Détail d'un sporocyste parfaitement mûr. L'exospore (Exo) et l'endospore (End) sont nettement décollées l'une de l'autre.
Les micronèmes (mic) sont devenus des éléments très allongés se terminant par un long goulot (g.mic) qui vient s'aboucher à la membrane plasmique en passant par l'interruption antérieure du complexe membranaire interne (In.cx.int.).
Les microtubules sous-pelliculaires (mt.s.p.) courent sous le complexe interne sur toute la longueur du germe. La flèche indique une profonde invagination de la membrane interne du complexe interne.
(x 60 000)
- Fig. 133 : Vue de détail d'un stade équivalent au précédent. La rhoptrie (R) émet un pédoncule qui va venir se terminer au même niveau que le goulot des micronèmes.
(x 45 000)
- Fig. 134 : Détail de l'apex d'un sporozoïte mûr. Les micronèmes (mic) sont très abondants.
(x 60 000)





132



134

Fig. 135 : Vue d'ensemble d'un sporocyste en coupe longitudinale.
Les sporozoïtes sont disposés dans le sens du plus grand axe, certains dirigés vers l'avant, d'autres vers l'arrière.
(x 30 000)

Fig. 136 : Coupe transversale de sporocyste. Les germes infectieux sont situés en périphérie, autour du reliquat cytoplasmique (R_{cyt.}) limité par une membrane.
(x 35 000)
R = Rhoptrie - G = Golgi - N = noyau





Go

135



nd.cyt



136

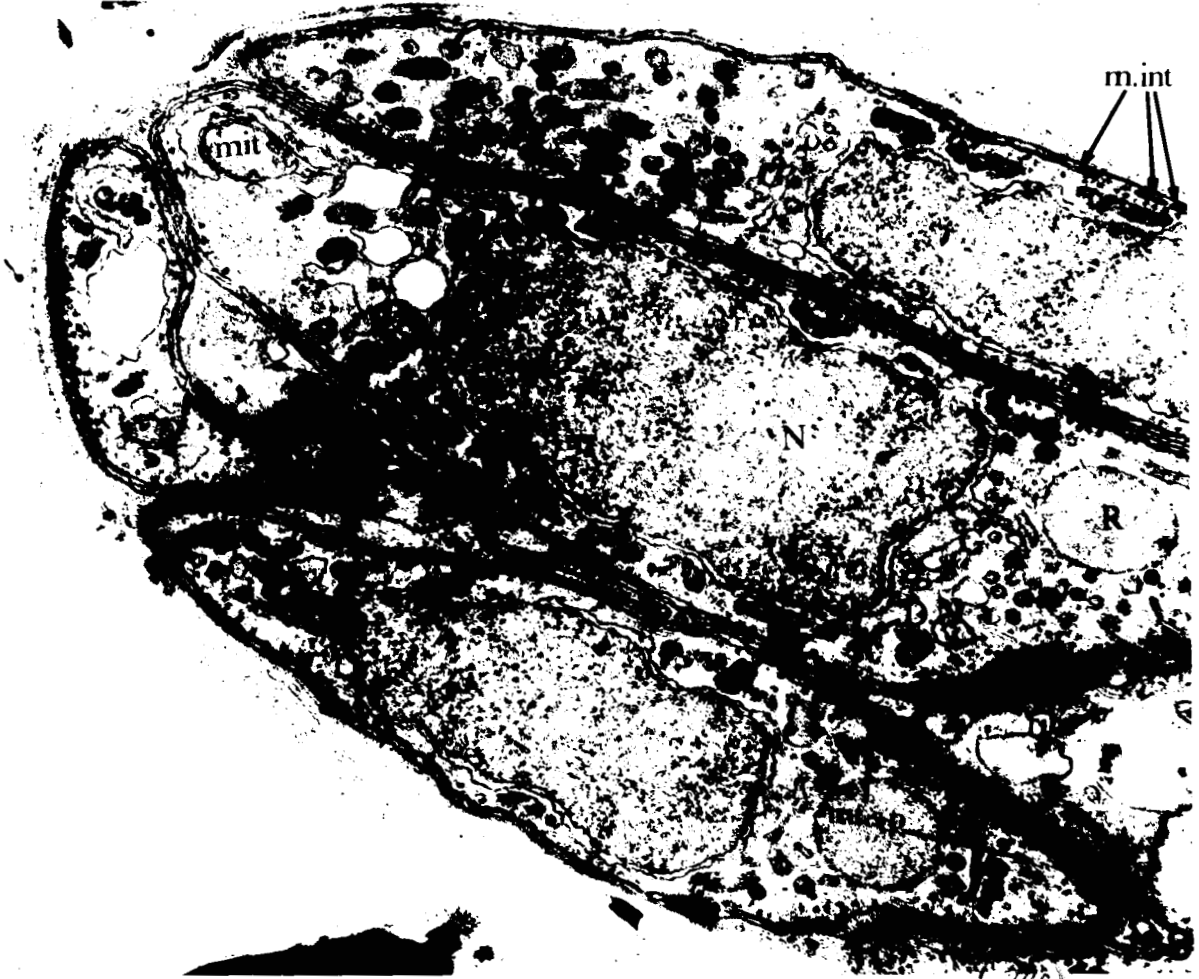
Fig. 137 : Section longitudinale complète d'un sporozoïte submature. La zone antérieure au noyau (N) comprend essentiellement les micronèmes (mic) et la vésicule de la rhoptrie (R). Sous le complexe membranaire sont présents les microtubules sous-pelliculaires (mt.s.p.) et des alignements réguliers de ribosomes (rib.). La partie postérieure au noyau contient essentiellement les réserves polysaccharidiques (Am') ainsi que l'appareil mitochondrial (mit). Le réticulum endoplasmique est très peu développé. Remarquer l'aspect du reliquat cytoplasmique (Rd-cyt) qui possède de nombreuses vacuoles au contenu granulaire. Ces éléments correspondent peut-être à une forme de dégradation des grains d'amylopectine du sporoblaste.
(x 33 000)

Fig. 138 : Coupe tangentielle d'un sporoblaste. Les deux sporozoïtes supérieurs sont en position tête-bêche. Les membranes internes (m.int) apparaissent discontinues. Sur le germe en position médiane, la coupe passe obliquement à la paroi et on peut distinguer partiellement les alignements de ribosomes (rib) entre les microtubules sous-pelliculaires.
DN = diverticule nucléaire
(x 45 000)





137



EM'S
COLLE

- Fig. 139 : Un fort grossissement de la zone du mucron permet de voir que celui-ci est composé par un agencement régulier de structures apparemment microfibrillaires, mais sont en fait des tubules de 6 à 7 nm, à paroi lâche. L'endospore (End) est nettement décollée de l'exospore (Exo).
(x 200 000)
- Fig. 140 : Suivant le plan de coupe, l'aspect du mucron peut être différent. Celui-ci présente une striation longitudinale bien régulière (st. lg).
(x 90 000)
- Fig. 141 : Coupe qui passe en partie tangentielle à la pellicule du sporozoïte. Les flèches indiquent les microtubules sous-pelliculaires et l'on observe entre ceux-ci des alignements de ribosomes.
mp = structure apparentée à un micropore.
(x 55 000)
- Fig. 142 : Section transversale qui démontre l'existence de 16 microtubules sous-pelliculaires (mt.s.p).
(x 90 000)



140



142



- Fig. 143 : Spore de Diplauxis en cours d'ouverture dans l'intestin de la larve 6 H après infestation expérimentale. La partie supérieure du mucron, au niveau de l'exospore (Exo) se dégage comme un bouchon ou clapet (Bo), l'endospore s'ouvre également provoquant une dispersion du matériel fibrillaire (mf). Les sporozoïtes peuvent ainsi être libérés dans la lumière intestinale.
(x 50 000)
- Fig. 144 : Spore vide venant de libérer tous ses germes infectieux. Seul subsiste le reliquat cytoplasmique (Rd.cyt).
(x 13 000)
- Fig. 145 : Spore en cours d'excystation. Sur les quatre sections de sporozoïtes, la disposition sous-pelliculaire des ribosomes (rib) est particulièrement évidente. Les grains d'amylopectine (Am') paraissent plus compacts que dans le sporozoïte submature (voir Fig. 138).
(x 25 000)



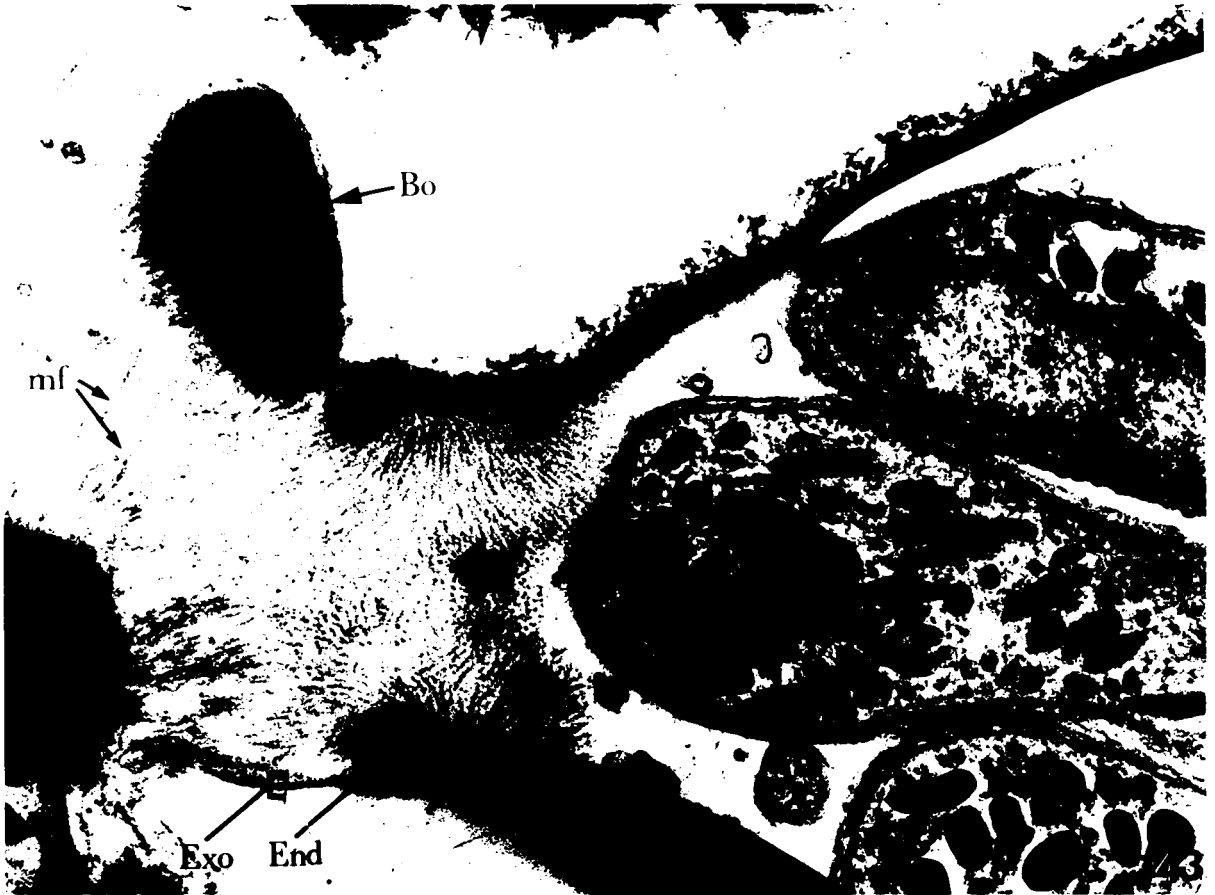


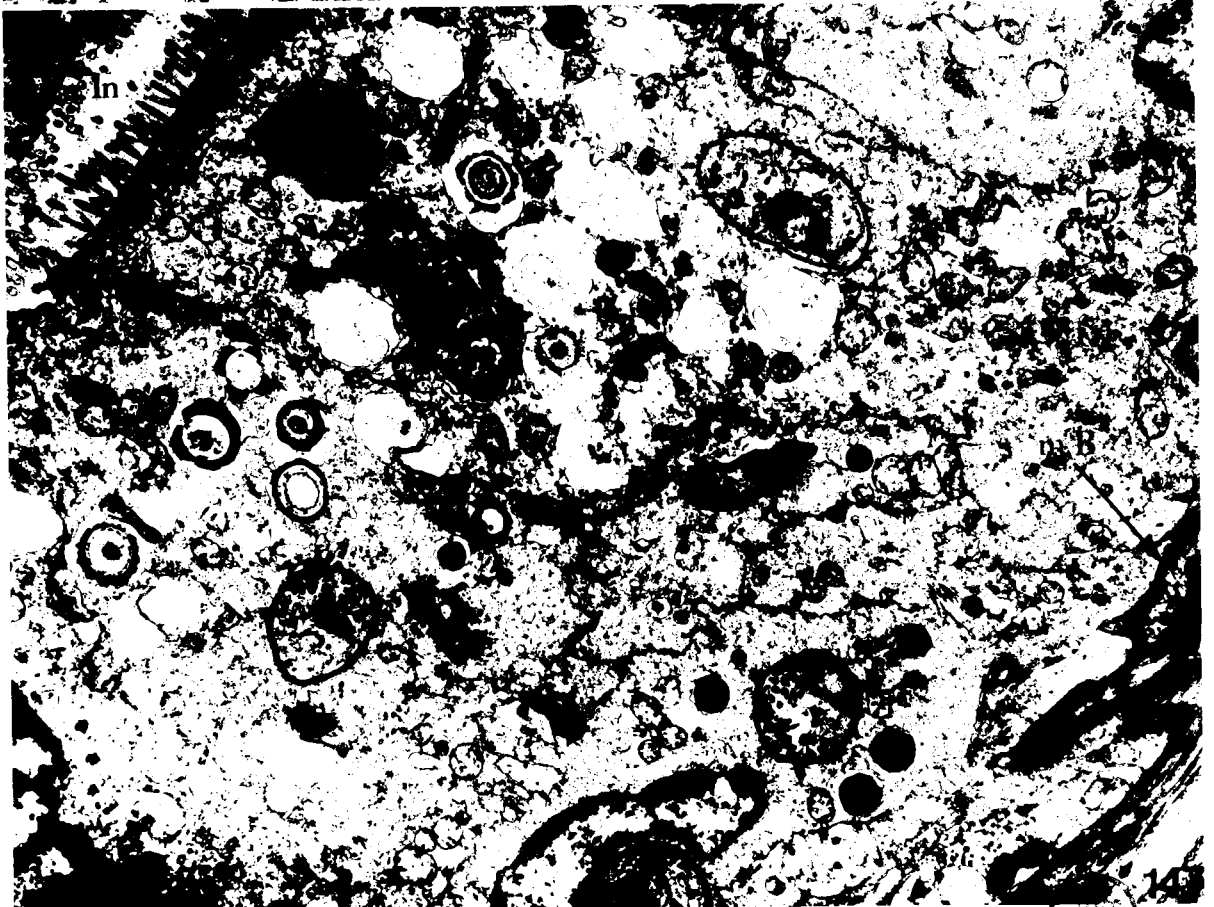
Fig. 146 : Germe infectieux libre dans la lumière intestinale. Son complexe membranaire périphérique (m.ext.), (m.int) est fortement plissé sur l'un des côtés par suite de mouvements de courbure du zoïte. L'activité de la zone antérieure du Noyau (N) se poursuit pour former le Golgi (G) à l'origine des vésicules précurseur des micronèmes (mic).
Dès sa sortie, l'alignement régulier des ribosomes disparaît.
(x 92 000)

Fig. 147 : Vue d'ensemble de l'épithélium intestinal 19 H après infestation expérimentale des larves. Certains zoïtes sont déjà à proximité de la basale de l'intestin (m.B), d'autres en cours de migration.
(Lu. in.) = Lumière intestinale
(x 10 000)





146



147

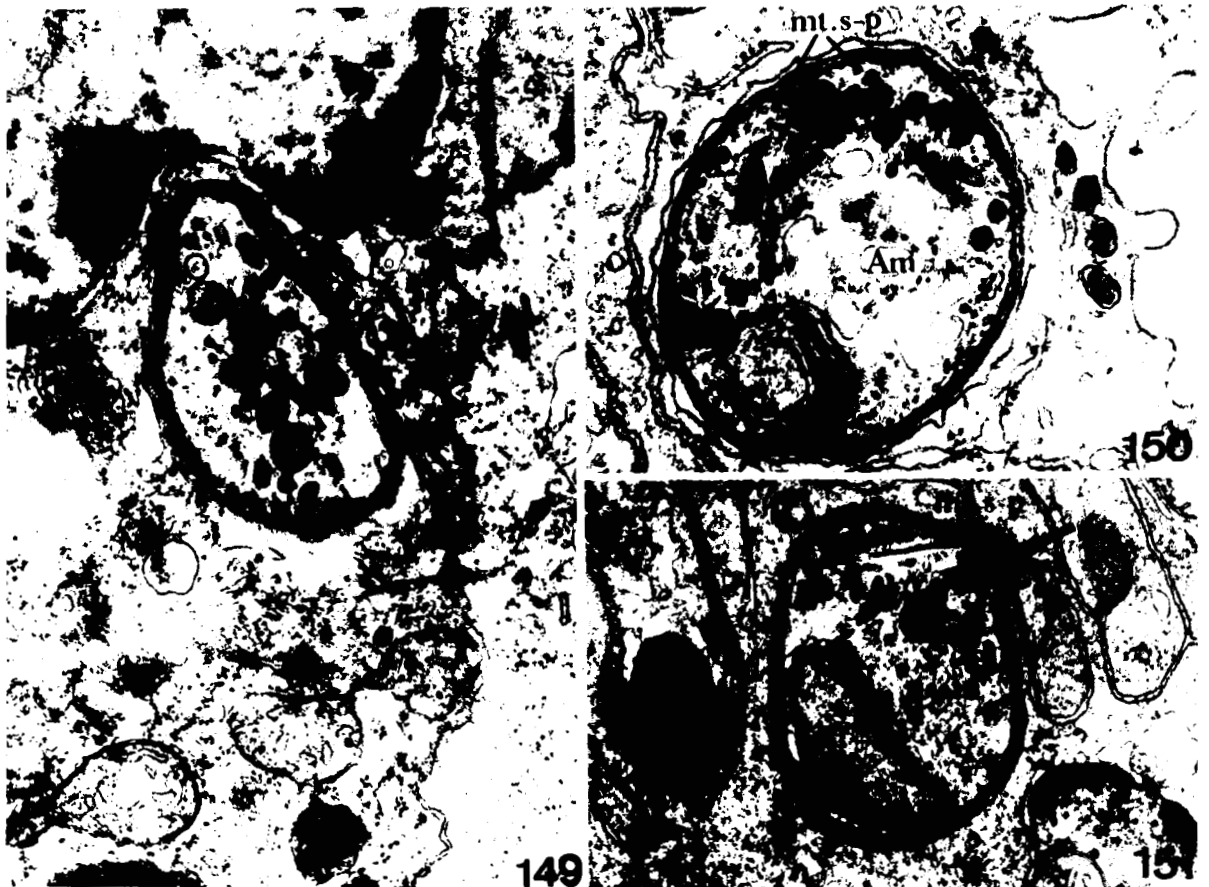
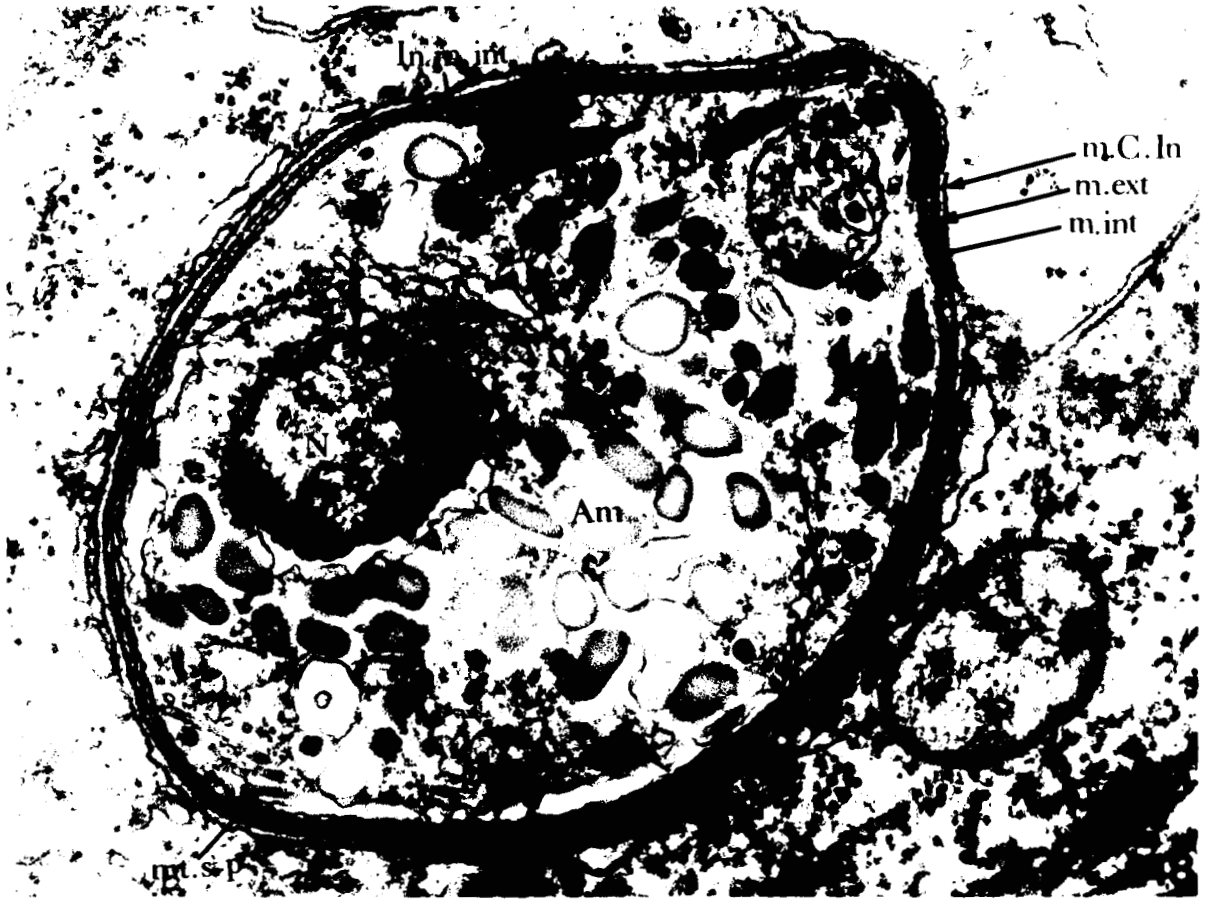
Fig. 148 : Le zoïte en cours de migration s'ovalise (temps 19 H). L'apex reste parfaitement différencié mais la polarité des organites cytoplasmiques disparaît. La rhoptrie (R) vient d'excréter la majeure partie de son contenu. Les micronèmes (mic.) apparaissent encore semblables à ce qu'ils étaient dans le germe intrasporocytaire. Le réticulum endoplasmique granulaire se reconstitue et se trouve souvent en relation avec l'enveloppe nucléaire (flèche). L'amylopectine (Am) est abondante.
(x 75 000)

Fig. 149 : Apex d'un zoïte en cours de passage. Il provoque une invagination du noyau de la cellule intestinale.
(x 38 000)

Fig. 150 : Section transversale d'un germe qui montre une disposition encore régulière de ses microtubules sous-pelliculaires (mt.s.p).
(x 50 000)

Fig. 151 : A 19 H après infestation, certains zoïtes sont devenus subsphériques et leurs microtubules sous-pelliculaires (mt.s.p) désorganisés.
(x 35 000)



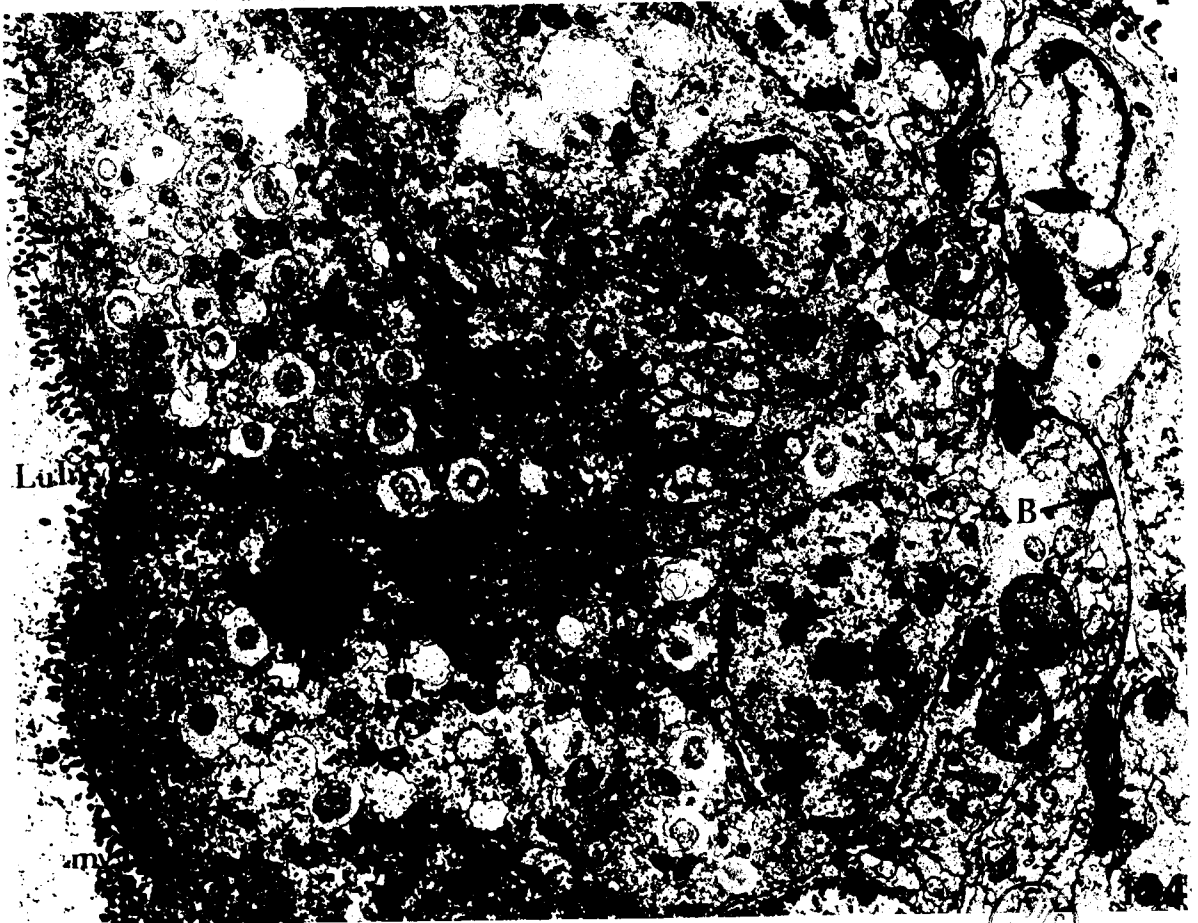


- Fig. 152 : Les germes infectieux bien qu'apparemment intracellulaires cheminent en fait par la voie intercellulaire (flèches).
(x 25 000)
- Fig. 153 : Au temps 24 H, certains sporozoïtes sont encore en cours de pénétration. Ici un germe dans une cellule fortement abîmée.
(x 50 000)
- Fig. 154 : 48 H après infestation, pratiquement tous les zoïtes ont atteint la lame basale de l'intestin (m.B).
(mv.In. = microvillosités intestinales
Lu.In. = lumière intestinale).
(x10 000)





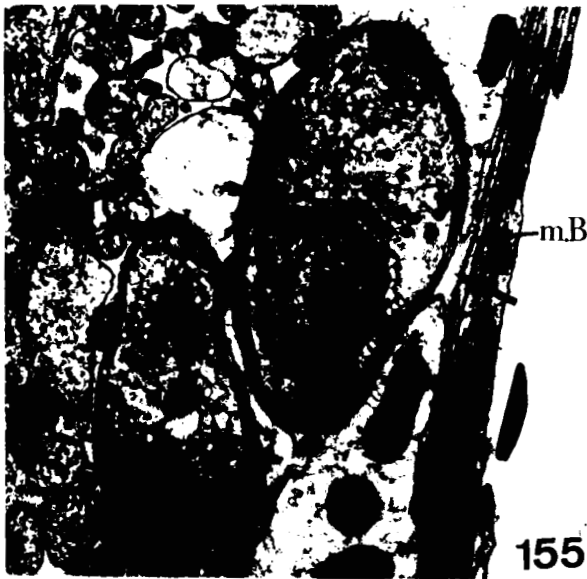
153



DIFFERENTS PLANS DE COUPE DE ZOÏTE^S48 H
APRES LE DEBUT DE L'INFESTATION

- Fig. 155 : Dès 48 H après infestation, les zoïtes sont nettement extracellulaires (flèches), et très proches de la membrane basale (m.B). Ils sont presque toujours par couples.
G = Golgi
(x 30 000)
- Fig. 156 : Des sections transversales de microtubules (mt) dans la profondeur du cytoplasme témoignent de la désorganisation des microtubules sous-pelliculaires. Le réticulum endoplasmique granulaire (r.e.g) est bien différencié.
(x 40 000)
- Fig. 157 : L'activité golgienne se poursuit (G) et participe sans doute au renouvellement des micronèmes.
(x 40 000)
- Fig. 158 : Le complexe membranaire interne envoie fréquemment des digitations vers le cytoplasme et apparaît parfois discontinu.
(x 40 000)
- Fig. 159 : Le noyau à chromatine compacte présente une face de formation du Golgi (G). La rhoptrie est nettement vacuolisée (R) et les globules lipidiques réapparaissent (L).
(x 50 000)

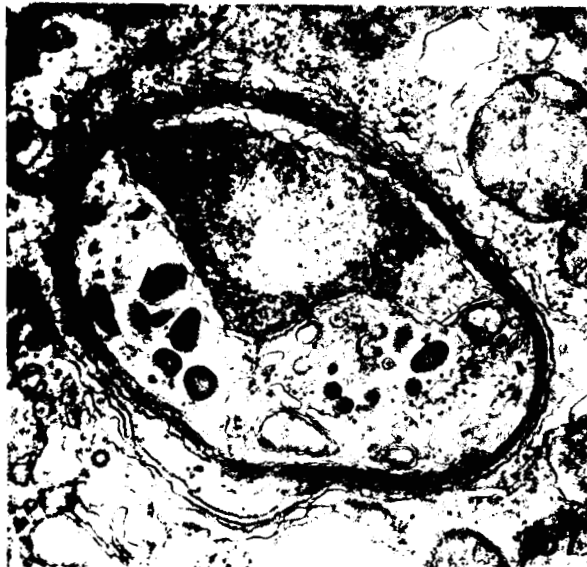




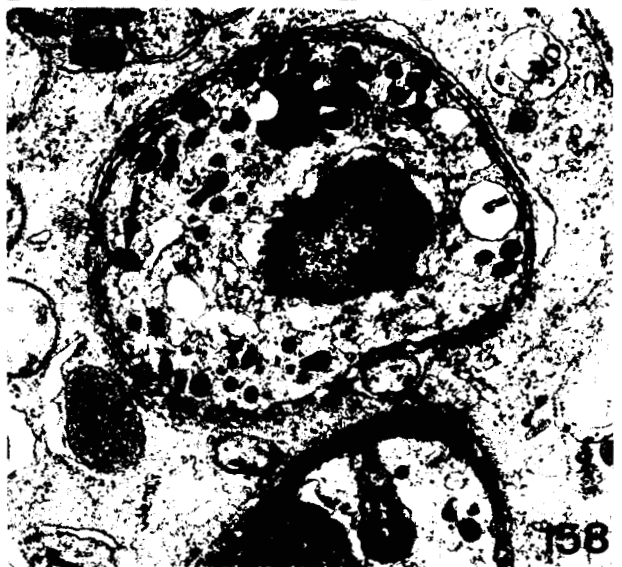
155



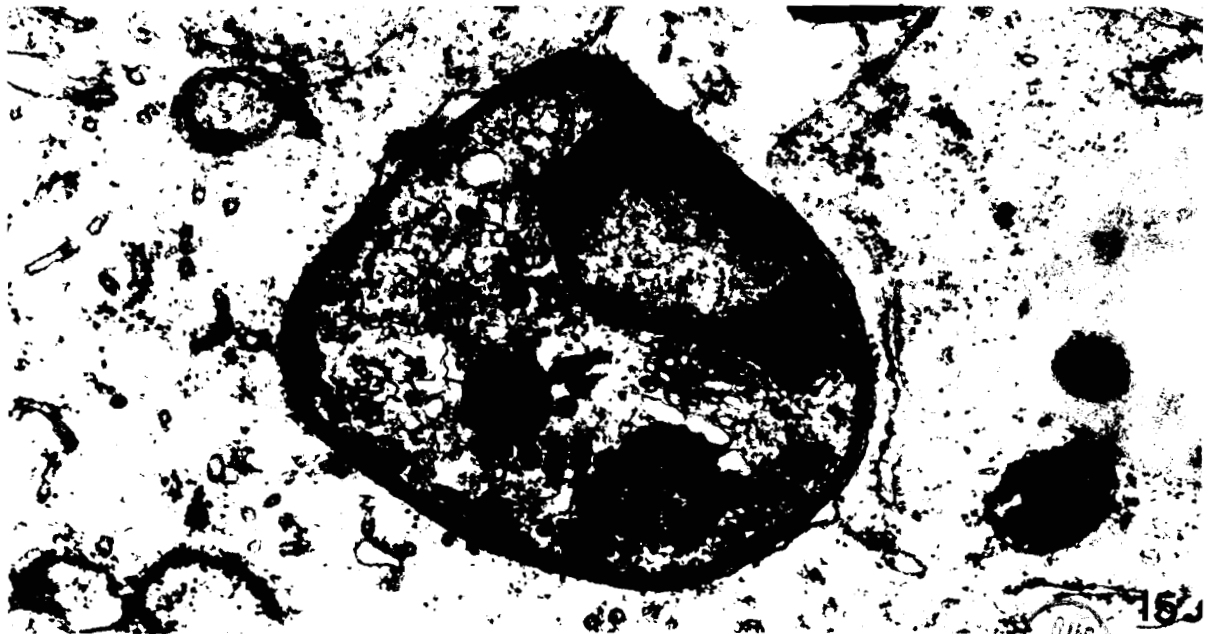
156



157



158



159



GERMES INFECTIEUX 96 H APRES INFESTATION

- Fig. 160 : Deux germes très proches l'un de l'autre, de forme subsphérique . La rhoptrie (R) se présente sous forme d'un amas de vésicules vides et la quantité de micro-nèmes semble en régression.
(x 30 000)
- Fig. 161 : Vue d'ensemble d'une portion de l'épithélium intestinal. Les zoïtes sont associés deux par deux (flèches), cette disposition préfigurant leur mise en syzygie toute proche (m.B = membrane basale).
(x 15 000)
- Fig. 162 : Cette micrographie montre le goulot de la rhoptrie (flèche), pratiquement vide, qui vient s'aboucher sur la membrane plasmique du germe.
(x 30 000)





160



162

Fig. 163 à 165 :

La présence d'un précipité d'hydroxyde de lanthane (La) sur le pourtour des germes infectieux (flèches, Fig. 163) nous laisse penser que ceux-ci sont extracellulaires.

Fig. 163 (x 12 000)

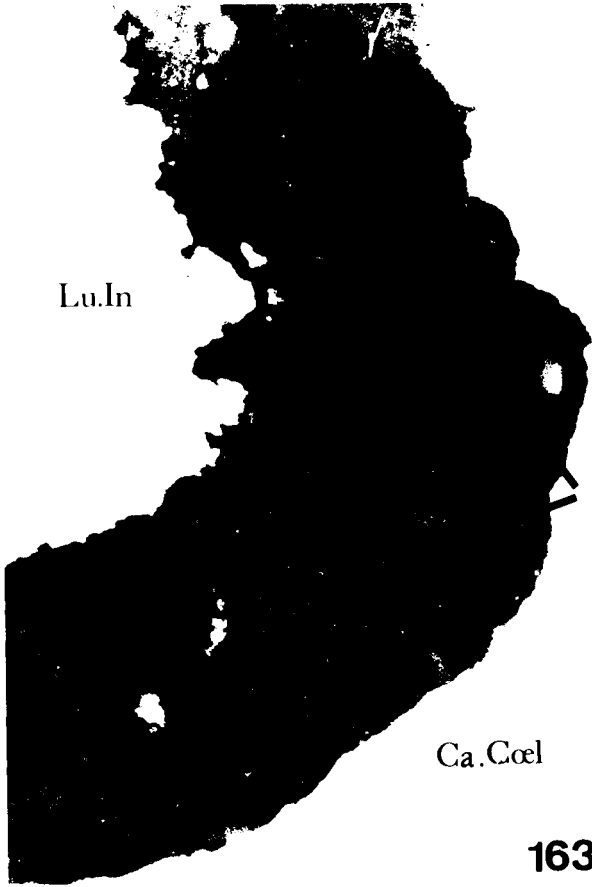
Fig. 164 (x 30 000)

Fig. 165 (x 40 000)

Fig. 166 :

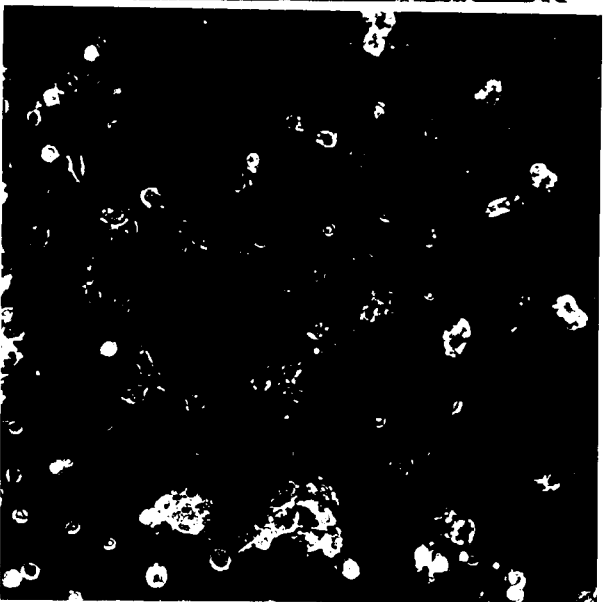
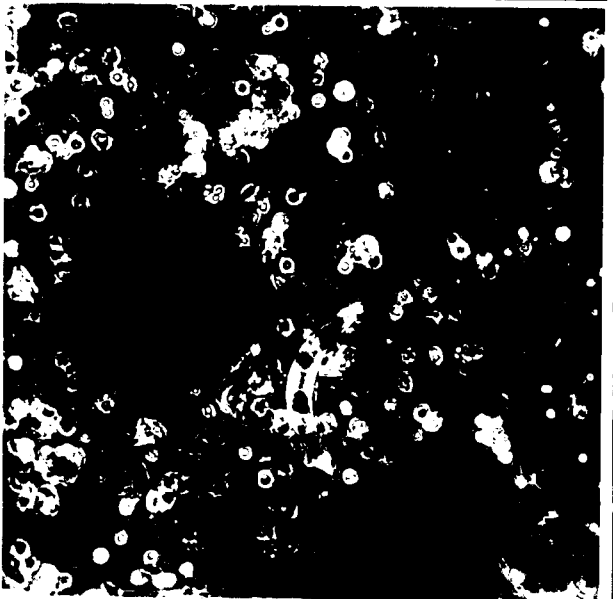
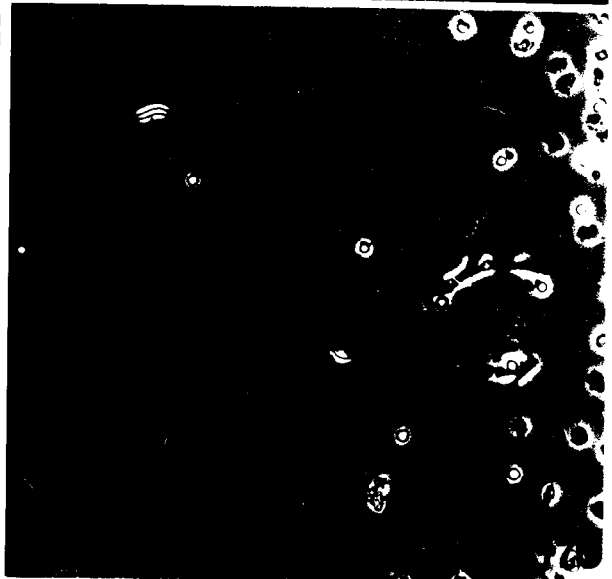
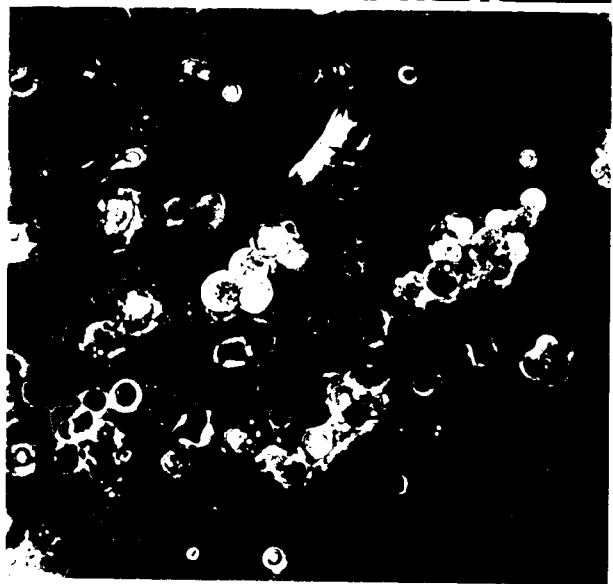
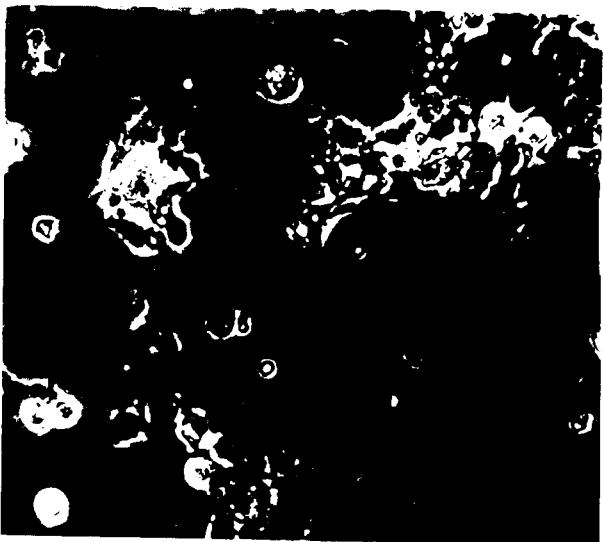
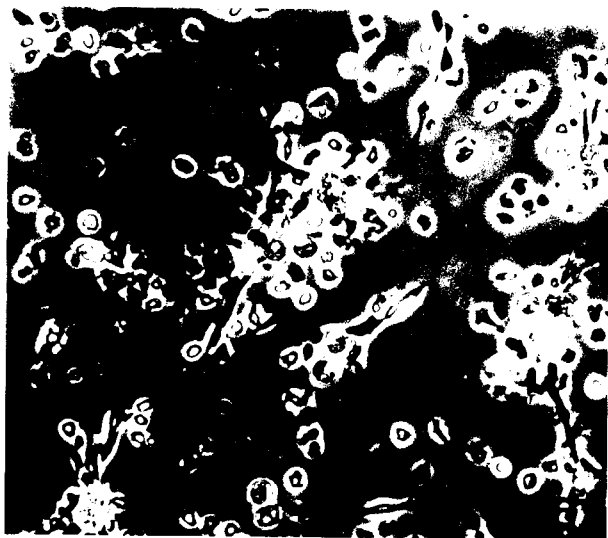
A titre documentaire. Aspect d'une jonction septée après la réaction au lanthane. L'on retrouve la même structure que chez l'animal adulte. (X 40000)
(voir BASKIN, 1976).





- Fig 167 : Cellules coelomiques et sanguines de Perinereis au début de la mise en culture. Les cellules sont en cours d'étalement sur le fond de la boîte Falcon (x 300)
- Fig 168 : Mêmes cellules 24 h après la mise en culture (x 900)
- Fig 169 - 170 : Jeunes trophozoïtes d'une longueur de 20 μ m, cinq jours après début de culture. Les mouvements pendulaires sont très ralentis par rapport à la normale.
Fig 169 : x 900 Fig 170 : x 300
- Fig 171 : Trophozoïtes d'une longueur de 100 μ m; deux jours après mise en culture. Le complexe membranaire superficiel est déjà fortement perturbé.
(o = ovocyte) x 300
- Fig 172 : Aspect des cellules de Perinereis 1 mois 1/2 après la mise en culture x 600.

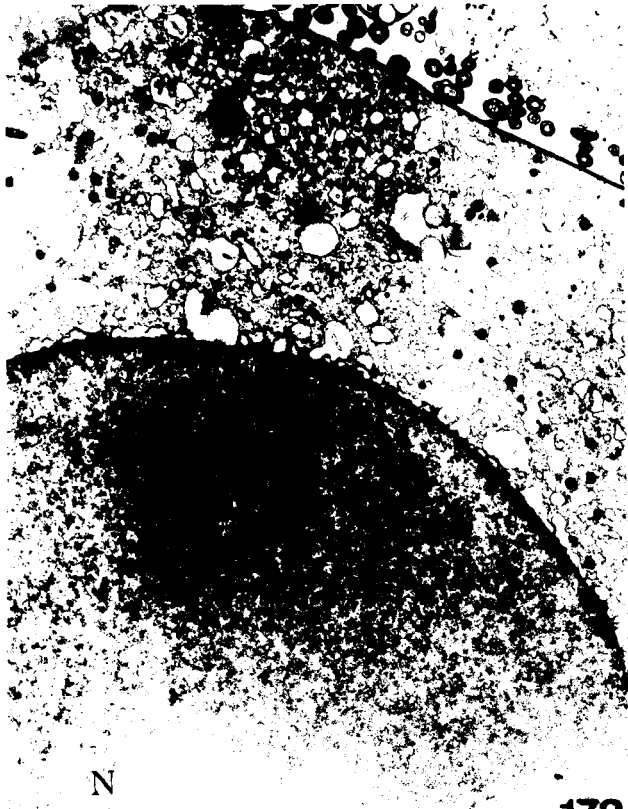




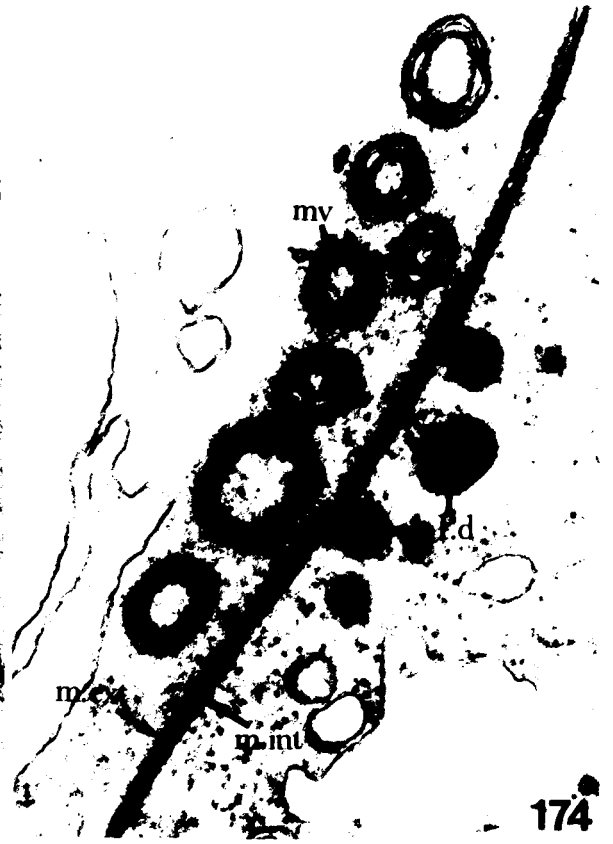
1111

- Fig 173 : Vue générale d'un trophozoïte à mouvements pendulaires (longueur d'environ 150 μ m). Le noyau (N) présente un volumineux nucléole (nu) de structure finement granulaire. (x 7500)
- Fig 174 : Vue à plus fort grossissement de la périphérie du même stade. L'épicyte présente de nombreuses microvillosités (mv) et le complexe membranaire périphérique est bien différencié (m. ext = membrane externe ; m. int = membranes internes). Des inclusions sphériques denses aux électrons (I. d) limitées par une membrane viennent semble-t-il crever à la surface du parasite (x 55000)
- Fig 175 : Stade identique au précédent, mais 3 jours après réimplantation coelomique de cerveau. Le noyau (N) présente un contenu plus hétérogène et le nucléole très réduit (nu) se présente sous l'aspect d'un anneau de matériel dense. Les microvillosités épicytaires sont pratiquement absentes (x 15500)
- Fig 176 : Détail de la zone périphérique du même trophozoïte. Alors que la membrane externe (m. ext.) semble bien conservée, le complexe interne (m. int.) est lui très modifié. Les inclusions denses (I. d) n'ont jamais été vues en contact avec la paroi des syzygies comme dans la Fig. 174 (x 115 000)





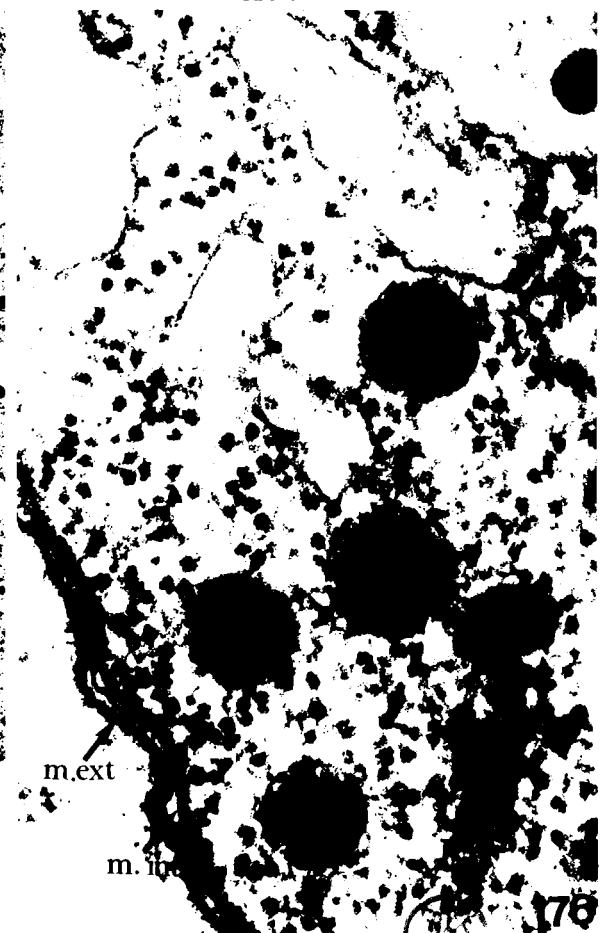
173



174



175



176



Fig 177 :

Trophozoïtes dont les mouvements sont à la limite pendulaires-péristaltiques, 3 jours après réimplantation de cerveaux.

Comme sur la Fig 176, le complexe membranaire superficiel est en cours de modification, surtout en ce qui concerne les membranes internes (m. int.). Les inclusions denses (I. d) sont nombreuses, et les mitochondries (mit) présentent un aspect normal.

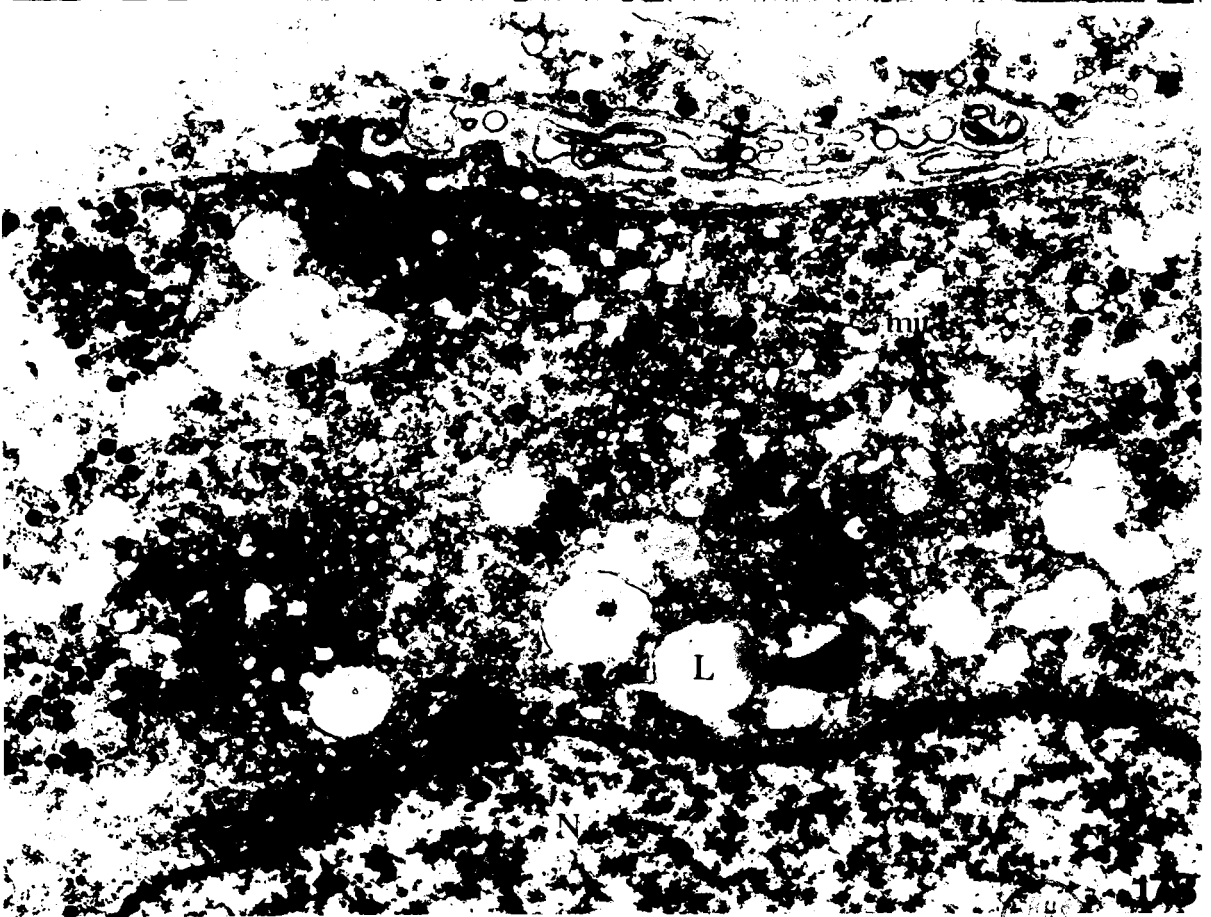
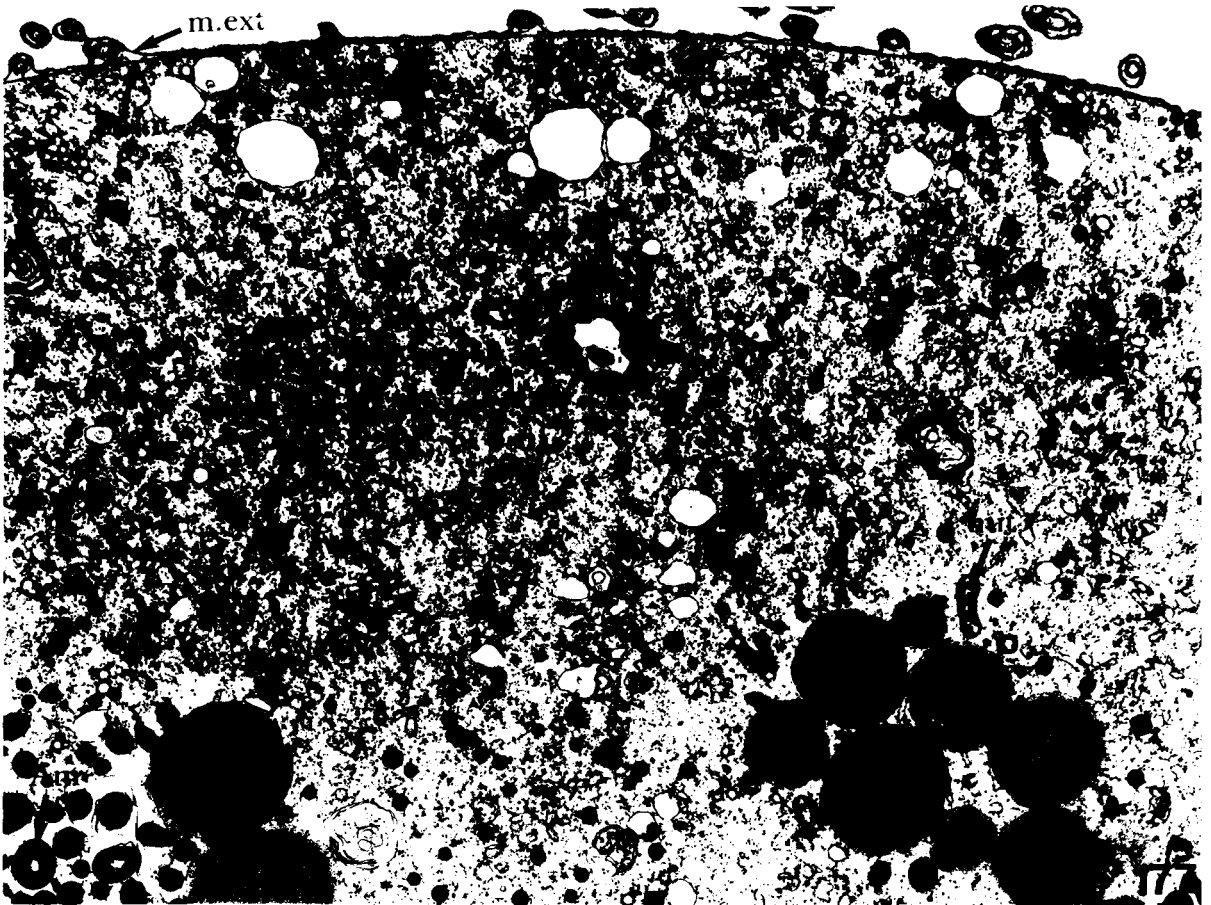
Am = amylopectine.

L = Lipides (x 16 500)

Fig 178 :

Aspect de trophozoïtes du même stade, ici 12 jours après greffe de cerveaux. Le complexe membranaire n'est plus reconnaissable en tant que tel (flèche). Au niveau cytoplasmique on remarque de nombreuses et importantes perturbations. Les inclusions denses (I. d) sont abondantes et se distinguent mal des granules d'amylopectine. Les mitochondries (mit.) apparaissent dilatées et les globules lipidiques (L) en cours de dégradation. Le nucléoplasme est très hétérogène (x 15 000).





- Fig 179 : Trophozoïtes à mouvements péristaltiques 12 jours après le blocage par l'hormone cérébrale. Le cytoplasme est complètement modifié et seules les inclusions sont encore nettes : globules lipidiques (L), inclusions denses abondantes et regroupées en amas (I. d), amylopectine (Am). Les globules lipidiques sont complètement digérés .
- Fig 180 : Sur ces parasites, la réaction de mise en évidence des polysaccharides (1 H de Tch) montre que les inclusions denses (I. d) ne réagissent pas. Les grains d'amylopectine sont positifs de même qu'un ensemble de petits grains dispersés dans le cytoplasme.
- Fig 181 : Plus fort grossissement du même stade. La flèche indique les petits grains THIERY positifs.
- Fig 182 : Même réaction sur le trophozoïte correspondant à la Fig 175. Elle permet de bien différencier les grains d'amylopectine (Am) des inclusions denses (I. d).



