Document téléchargeable sur le site
https://www.svt-tanguy-jean.com/

Lycée Valentine LABBÉ
41 rue Paul DOUMER – BP 20226
59563 LA MADELEINE CEDEX
CLASSE PRÉPARATOIRE TB
(Technologie & Biologie)

**ENSEIGNEMENT DE SCIENCES DE LA VIE ET DE LA TERRE (SVT)**
**°° SCIENCES DE LA VIE °°**

**Partie 3. Reproduction des individus et pérennité des populations**
**>> Travaux pratiques <<**

**TP 3.5.**

# Développement embryonnaire des Amphibiens

## Objectifs : extraits du programme

| Séance(s) | Connaissances clefs à construire, commentaires, capacités exigibles |
|---|---|
| **Développement embryonnaire d'un amphibien**<br><br>(1 séance) | - identifier les différents stades du développement embryonnaire d'un amphibien à partir d'échantillons (embryons in toto, lames minces) et de clichés (microscopie optique, microscopie électronique) |

## Introduction

On appelle **développement** ou **ontogenèse** ***l'ensemble des phénomènes permettant d'assurer la transformation d'un zygote en organisme adulte capable de se reproduire***. Les **Amphibiens** sont caractérisés par un **développement post-embryonnaire indirect** mais *seul le **développement embryonnaire** est au programme* : la **métamorphose** et la **croissance** sont renvoyés à un niveau d'études ultérieur.

Les **Amphibiens** [Lissamphibia] constituent une ***classe d'organismes Tétrapodes dont le développement a lieu (quasi-systématiquement) en milieu aquatique***. L'essentiel des **Amphibiens** est groupé dans l'ensemble des **Batraciens** qui comprend **deux sous-classes** : les **Anoures** [Anura] ***dépourvus de queue*** (Grenouilles, Crapauds) et les **Urodèles** ***avec une queue*** [Urodela]. Pour des **raisons historiques** mais aussi à cause de leur **facilité d'élevage**, les Amphibiens sont un modèle d'étude important du développement animal.

Le **présent TP** vient en application du chapitre 17 sur le **développement animal** et aura pour objet d'étudier des **clichés**, des **coupes microscopiques** et du **matériel frais** d'Amphibiens au cours de leur **développement embryonnaire**.

**Comment l'étude de clichés, de coupes microscopiques et de matériel frais permet-elle de reconstituer les principales étapes de ce développement ?**

**Sites Internet intéressants à consulter pour ce TP :**

- **Site « Biologie et Multimédia » de l'Université Pierre et Marie Curie, Paris 6 (travail de Michel DELARUE, 2004)** :
  http://www.snv.jussieu.fr/bmedia/xenope1/ [Page de sommaire]
  *Nombreux clichés, nombreux schémas, animations…*
- **Site « Biologie et Multimédia » de l'Université Pierre et Marie Curie, Paris 6 (version plus ancienne, travail de C. AIMAR, 2000-2001)** :
  http://www.snv.jussieu.fr/bmedia/PetitBuffon/amphibien/developpement/dev0.html
  [Page de sommaire : *lien vers des clichés légendés*]
- **Vidéo *Youtube* 2008 (développement embryonnaire en accéléré : de l'œuf au têtard), 1 min 27 s, © Cytographics, J. & J. PICKETT-HEAPS** :
  https://www.youtube.com/watch?v=aZkLc5RMfGg
- **Vidéo *Youtube* 2003 « De l'œuf à la Grenouille », UPMC, Paris 6, CNRS, Service du Film scientifique, 26 min 47 s (travail collectif)** :
  https://www.youtube.com/watch?v=1NAt-OOSuKY
  *Vraiment très clair, images réelles, clichés, animations, schémas… film complet !*

| Capacité exigible | ✓ **Identifier les** les différents stades du développement embryonnaire d'un amphibien à partir d'échantillons (embryons *in toto*, lames minces) et de clichés (microscopie optique,microscopie électronique). |
|---|---|

## Activités du TP.
## Étude pratique du développement embryonnaire des Amphibiens

*Comment l'observation d'œufs et d'embryons d'Amphibiens sous forme de clichés, lames et matériel frais permet-elle de comprendre les étapes importantes de leur développement embryonnaire ?*

| **Savoirs à construire** | Développement embryonnaire des Amphibiens |
|---|---|

| | **Capacité ou attitude visée** | **Évaluation** |
|---|---|---|
| **Savoir-faire sollicités** | Maîtriser un outil, un geste technique, un logiciel<br>➢ Microscope<br>➢ Loupe binoculaire<br>➢ Dessin d'observation | |
| | Analyser, observer et raisonner | |

### *Travail à faire*

- **Étudiez** les **supports concrets** proposés à votre étude.
- **Légendez** les **figures** proposées en utilisant l'ensemble des informations à votre disposition dans votre cours et le TP.
- **Produisez**, sur des feuilles à part, des dessins d'observation des principales étapes du développement des Amphibiens.

**Matériel de TP**

***A. Matériel frais conservé en formaldéhyde à 3 %***
***(travail sous hotte et avec gants)***
- Stade **1 cellule** (avant ou après fécondation ? *non précisé*)
- Stade **2 cellules**
- Stade **4 cellules** ou **8 cellules**
- Stade **gastrula** ou **jeune neurula**
- Stade **bourrelet neural** ou **bourgeon caudal jeune**
- Stade **jeune têtard**

***B. Coupe microscopiques***
- **Gastrula âgée**
- **Neurula jeune**
- **Neurula âgée**
- **Bourgeon caudal jeune**

# I. Étude des gamètes et de la fécondation

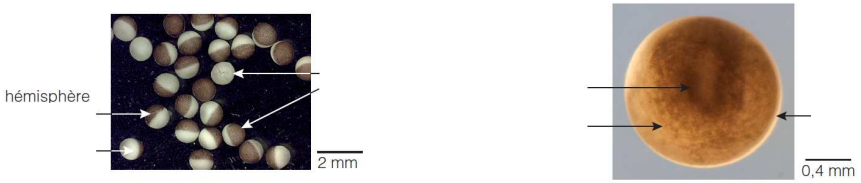
On n'oubliera pas de **revoir** le **TP consacré à la fécondation et à la gamétogenèse animales** (TP 3.1)

## A. Étude de l'ovocyte II et du zygote (= cellule-œuf)

- Cette étude s'effectue ici uniquement sur des **clichés** (figures 1-2).
  On complètera la figure 1.

### La fécondation et les remaniements de la cellule-œuf

Chez certaines espèces d'amphibien (ex. : grenouille, xénope), la fécondation est externe ce qui permet un suivi aisé des processus consécutifs à la fécondation. Les gamètes libérés par les individus femelles sont des ovocytes II présentant une **polarité** selon un axe **pôle animal – pôle végétatif**. L'**hémisphère animal** est **pigmenté** (**coloration brune**) alors que l'**hémisphère végétatif** est très riche en vitellus (**coloration jaune – beige**). Le pôle animal est marqué par une tâche plus claire appelée tâche de maturation due à l'expulsion du premier globule polaire.




Ovocytes et cellule-œuf de xénope

À la suite de la fécondation, l'enveloppe vitelline entourant la cellule-œuf est modifiée en membrane de fécondation séparée de la membrane plasmique par un espace périvitellin. La cellule-œuf, qui n'est plus maintenue par ses enveloppes, s'oriente selon le champ de pesanteur en positionnant l'hémisphère végétatif plus dense vers le bas : il s'agit de la **rotation d'équilibration**. Alors que les cellules non fécondées présentaient des orientations quelconques, les **cellules fécondées présentent toutes l'hémisphère animal, pigmenté, vers le haut**.

Une seconde rotation, interne à la cellulle-œuf affecte le cytoplasme sous-membranaire (ou cortical) : il s'agit de la **rotation corticale**. Une partie des constituants membranaires (protéines, ARN, compartiments) sont entraînés du pôle végétatif vers le pôle animal selon un angle de 30°. Les pigment corticaux sont en partie déplacés formant une région en partie dépigmentée apelée croissant gris. Cette région, bien visible chez les pleurodèles, est moins nette chez le xénope. Elle correspond à la future région dorsale de l'embryon puis de l'individu.

**FIGURE 1. Polarité pigmentaire des ovocytes d'Amphibiens et impact de la fécondation.**
D'après SEGARRA *et al.* (2014)

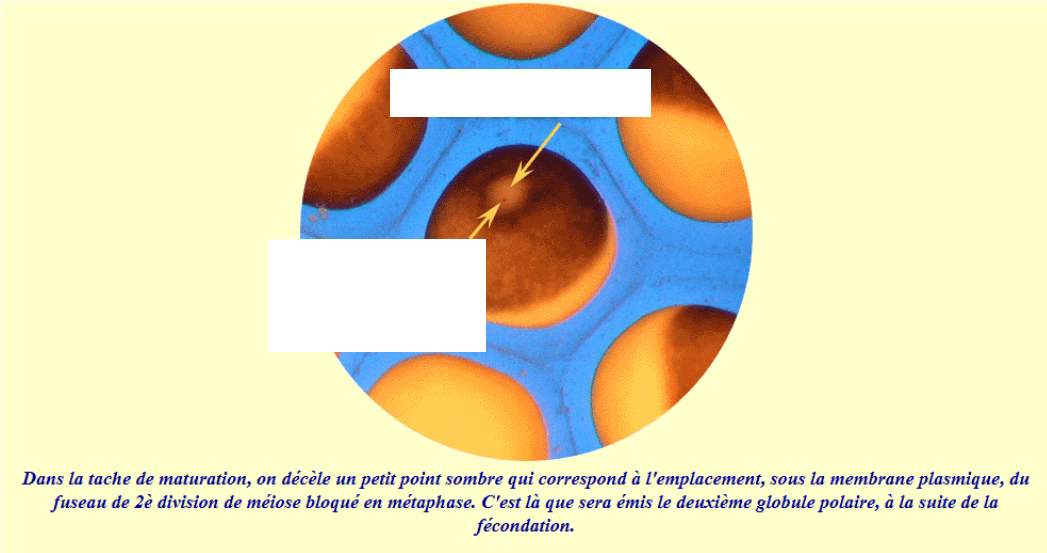



**FIGURE 2. Tache de maturation dans l'ovocyte.**
http://www.snv.jussieu.fr/bmedia/xenope1/TachMatLeg.html (novembre 2015)

## B. Étude électronographique des chromosomes en écouvillon de l'ovocyte en cours de maturation (ovocyte I)

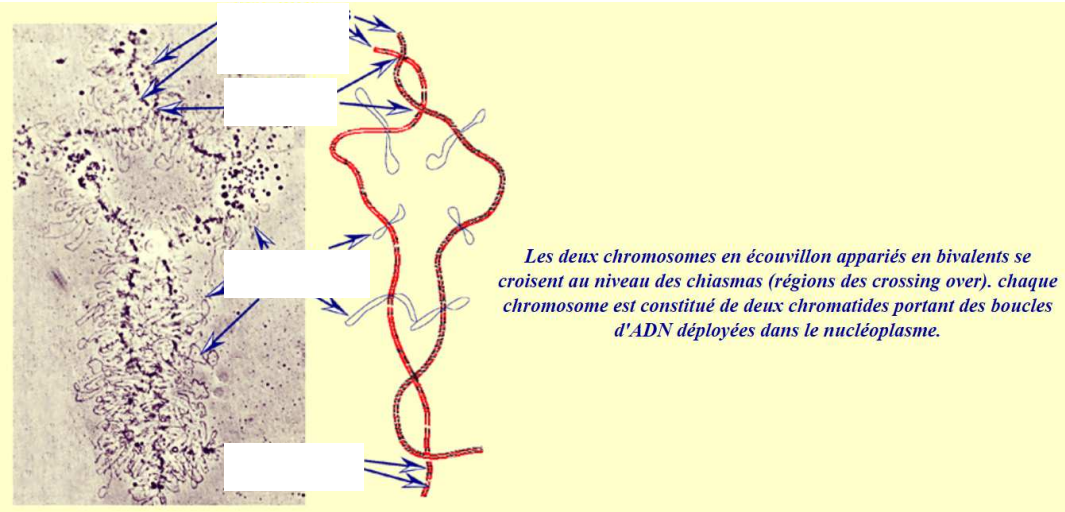



**FIGURE 3. Électronographie (MET) de chromosomes en écouvillon et son interprétation.**
http://www.snv.jussieu.fr/bmedia/xenope1/Fig.13.html (octobre 2016)

- Cette étude s'effectue ici sur **cliché** (figures 3 – à compléter). Les **chromosomes en écouvillon** sont des ***chromosomes condensés au dtade diplotène de la méiose où des boucles sont localement décondensés et transcrites (puffs = chromomères actifs)***, ce qui permet la **synthèse d'ARNm** dans l'ovocyte.

## C. Étude micrographique du spermatozoïde

- Cette étude s'effectue ici uniquement sur **clichés** (figures 4-5 – à compléter). Les figures concernent des **spermatozoïdes de Mammifères**, plus faciles à trouver sur Internet et dans la littérature que les **spermatozoïdes d'Amphibiens**.

**FIGURE 4. Électronographie (MEB) et micrographie (MO) d'un spermatozoïde de Mammifère.**
https://ife.ens-lyon.fr/fasmed/spip.php?article83 et
http://www.assistancescolaire.com/enseignant/elementaire/ressources/base-documentaire-en-sciences/spermatozoide-3879 (octobre 2016)

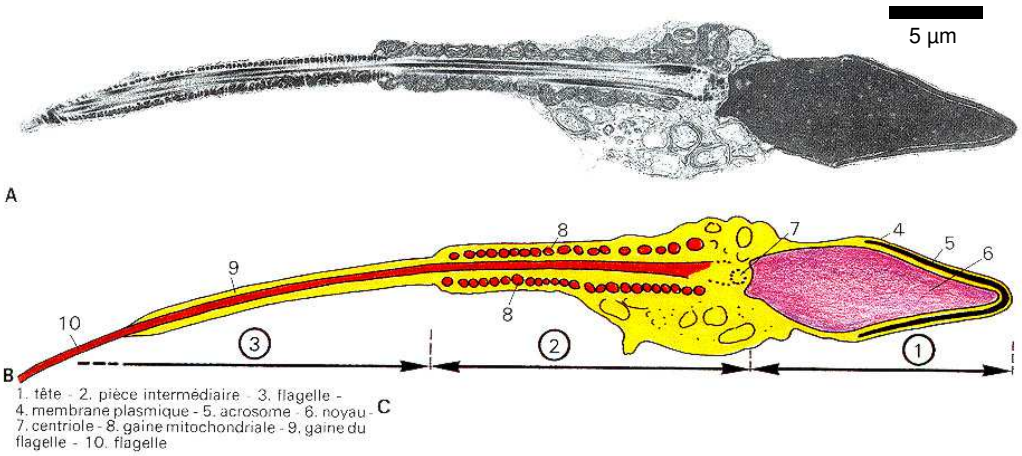



**FIGURE 5. Électronographie (MET) d'un spermatozoïde de Mammifère et son schéma d'interprétation.** http://florimont.info/terminale/coreprohomme1.html (octobre 2016)

## D. Étude électronographique du flagelle de spermatozoïde : organisation ultrastructurale de l'axonème

- Cette étude s'effectue ici sur **cliché** (figure 6 – à compléter).

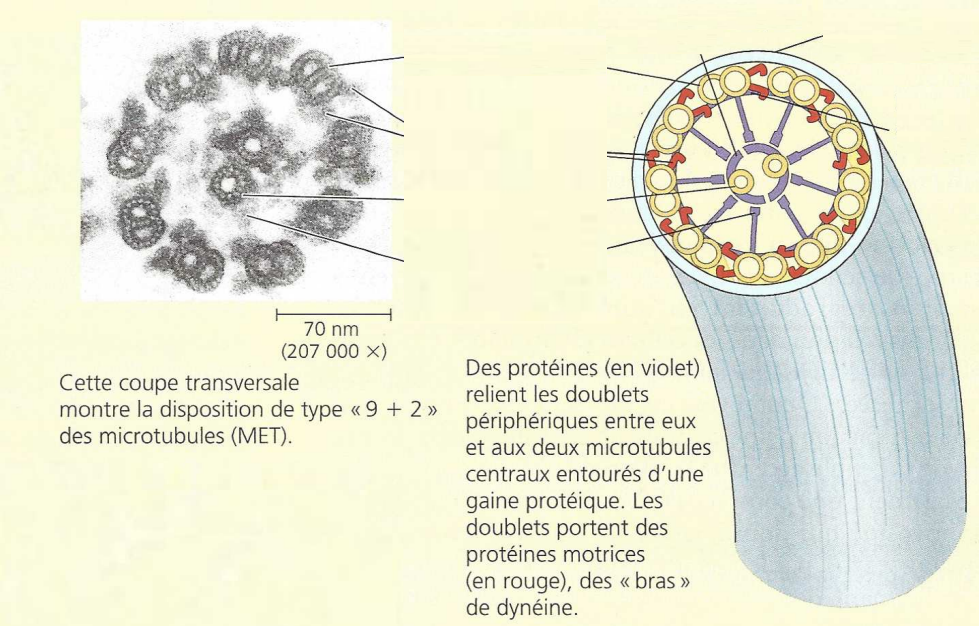



**FIGURE 6. Électronographie (MET) au niveau de la pièce terminale du flagelle de spermatozoïde et son interprétation montrant l'organisation d'un axonème eucaryote.**
D'après CAMPBELL & REECE (2004).

# II. Étude pratique des principales étapes du développement embryonnaire

## A. Étude pratique de la segmentation

- Cette étude s'effectue ici à partir de **supports concrets (lames, matériel frais)** et sur **clichés** (figures 7-8-9). On complètera les figures.

### La segmentation à l'origine de la blastula

La segmentation est une succession de divisions mitotiques formant une structure pluricellulaire ayant le même volume que la cellule-œuf initiale. Les deux premières divisions sont réalisées selon des plans méridiens (passant par l'axe pôle animal – pôle végétatif) et forment quatre blastomères de taille identique. La troisième division est réalisée selon un plan perpendiculaire aux deux premiers plans de divisions en position sus-équatoriale. Elle aboutit à une **segmentation inégale** de l'embryon : des blastomères de plus petit volume, les **micromères**, divisent l'hémisphère animal alors que des blastomères de grand volume, les **macromères,** divisent l'hémisphère végétatif. Les premières divisions de segmentation conduisent à une morula (32 – 64 cellules) puis à une blastula. Au sein de cette dernière, une cavité, le **blastocoele**, se creuse au niveau de l'hémisphère animal. À la fin de la segmentation, l'embryon compte plus de 10 000 cellules.

Quelques étapes de la segmentation chez le xénope

Tous les embryons sont vus par le pôle animal. Les cellules visibles sont des micromères.

**FIGURE 7. Segmentation et blastula chez le Xénope : vue externe à la loupe.**
D'après SEGARRA *et al.* (2014).

*Microphotographies d'embryons de xénope en cours de segmentation (les embryons sont dégangués et sans membrane de fécondation, x 50)*

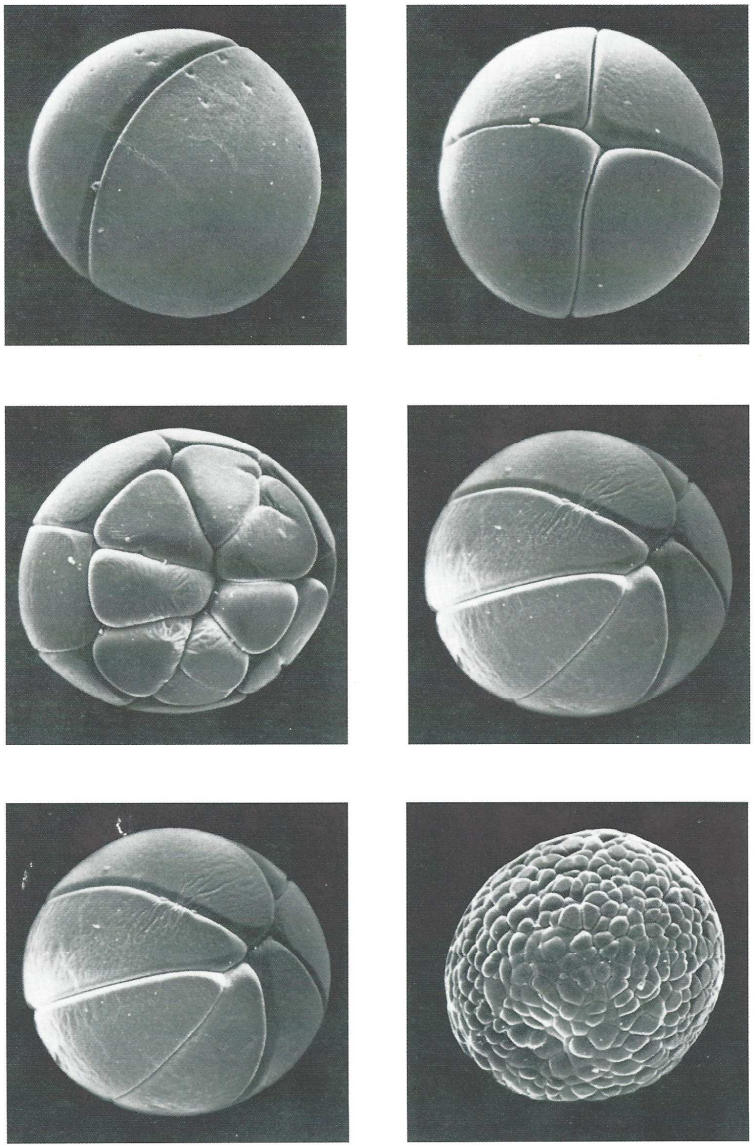


**FIGURE 8. Clichés de la segmentation (Xénope).** D'après FRANQUINET & FOUCRIER (2003).

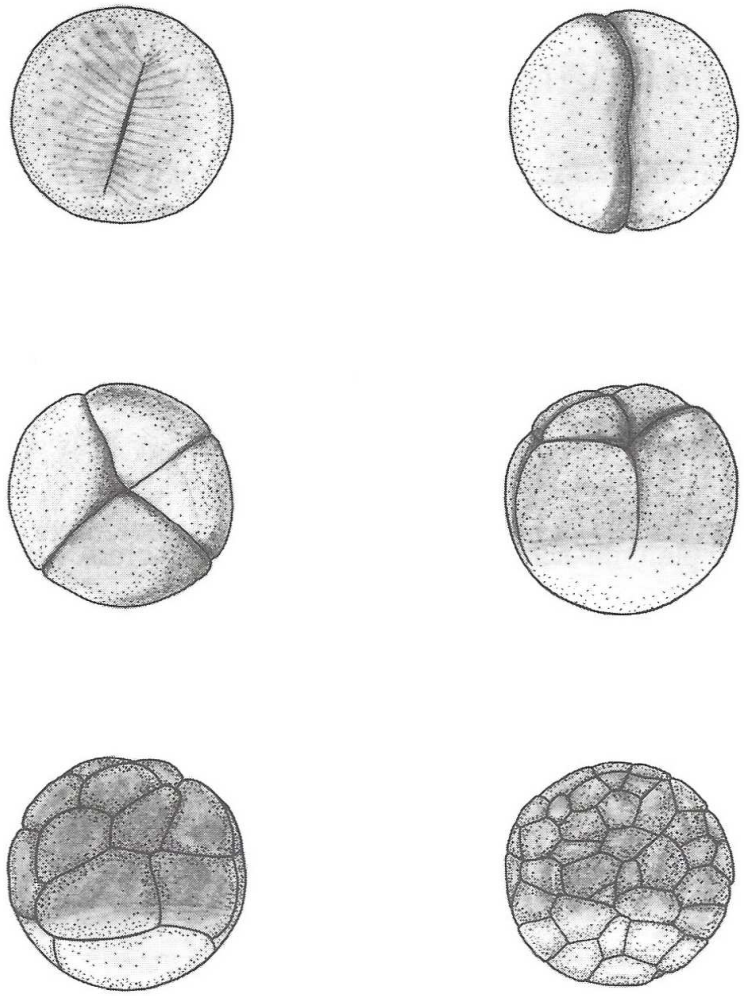


**FIGURE 8bis. Clichés de la segmentation (Xénope).** D'après BEAUMONT & CASSIER (1998).

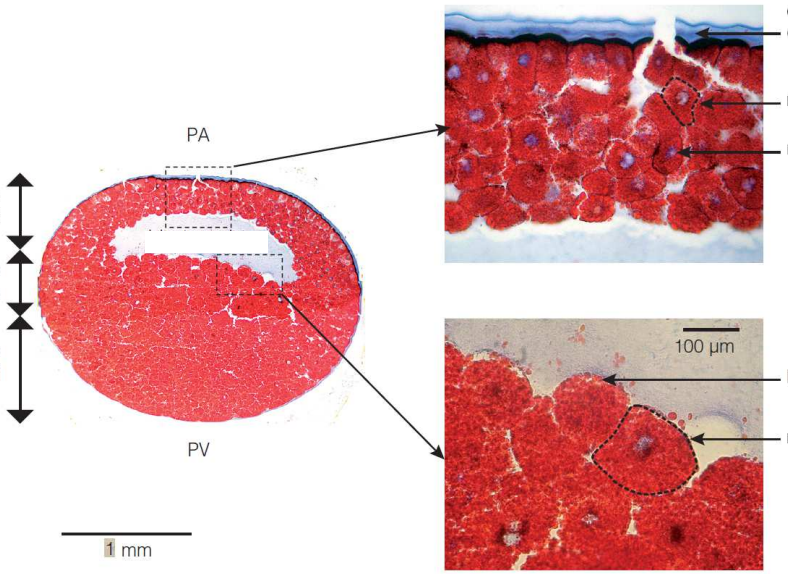



**FIGURE 9. <u>Étude microscopique (MO) d'une blastula en coupe transversale (Xénope)</u>.**
D'après SEGARRA *et al.* (2014).

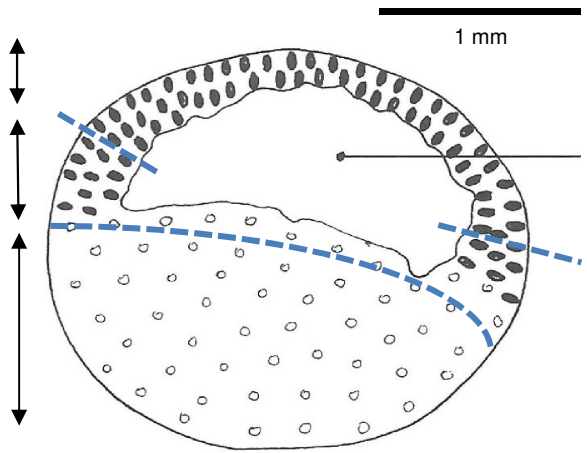
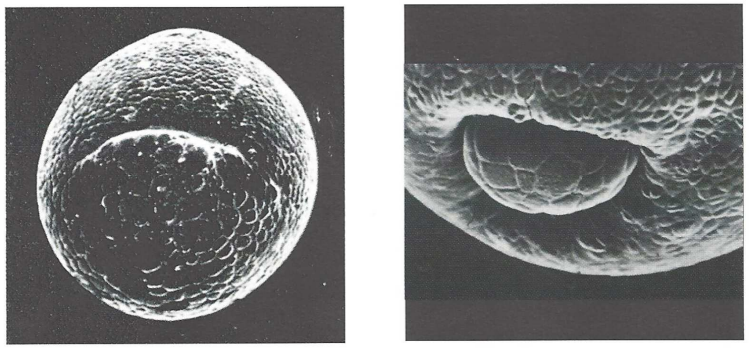



**FIGURE 10. <u>Blastula en coupe transversale (Grenouille rousse) : schéma d'interprétation</u>.**
D'après BEAUMONT & CASSIER (1998), adapté.

## B. Étude pratique de la gastrulation

- Cette étude s'effectue ici à partir de **supports concrets (lames, matériel frais)** et sur **clichés** (figures 11-16). On complètera les figures.

**La gastrulation**
(les embryons sont dégangués et sans membrane de fécondation, x 50)



Jeune gastrula, en vue dorsale, au stade de l'encoche blastoporale

Gastrula au stade du bouchon vitellin

**FIGURE 11. <u>Clichés de gastrulas (Xénope)</u>.** D'après FRANQUINET & FOUCRIER (2003).

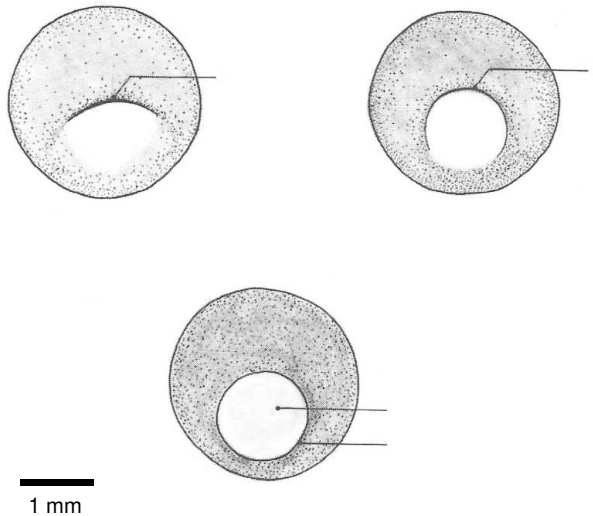



**FIGURE 12. <u>Gastrulas en vue externe dorsale (Grenouille rousse) : croquis de divers stades</u>.**
D'après BEAUMONT & CASSIER (1998).

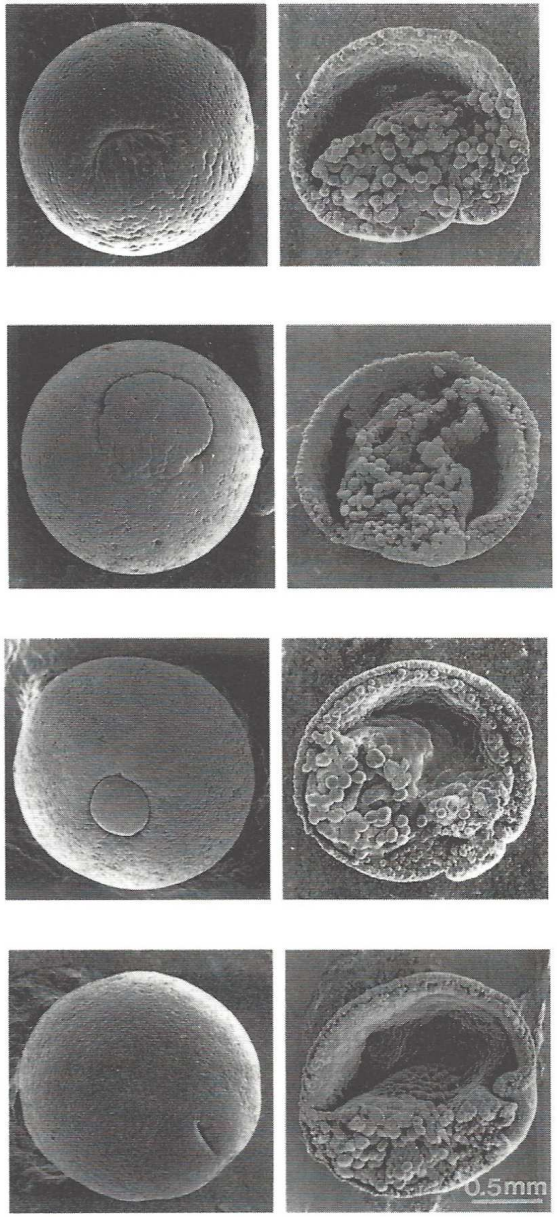



**FIGURE 13.** **Vue externes (essentiellement dorsales) et coupes sagittales de gastrulas d'Amphibiens à divers stades (clichés obtenus au MEB).**
D'après DARRIBÈRE (2002).

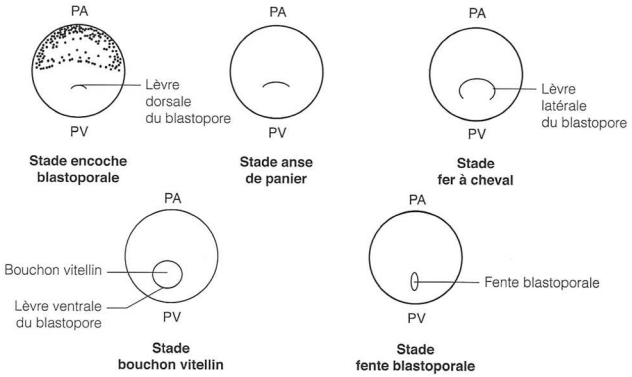
## La gastrulation

La gastrulation est caractérisée par des mouvements morphogénétiques remaniant l'ensemble de l'embryon. Morphologiquement, c'est l'apparition d'une encoche, **la lèvre dorsale du blastopore**, au niveau de la région dorso-végétative de l'embryon qui signe le début de la gastrulation. Différents stades sont caractérisables par des vues externes : **encoche blastoporale**, anse de panier, fer à cheval, **bouchon vitellin** et fente blastoporale (figure TP 12.3a).

Le blastopore est la zone d'invagination de différents groupes cellulaires vers l'intérieur de l'embryon.

L'analyse des mouvements cellulaires a été initialement réalisée par des marquages des cellules à la surface de l'embryon. Le suivi des marques au cours de la gastrulation permet d'analyser l'évolution des différents groupes cellulaires dans l'espace et le temps. Il est alors possible de définir différents mouvements (figure TP 12.3b) :

- **l'invagination** : entrée des cellules de la surface externe vers l'intérieur de l'embryon ;
- **l'extension convergence** : rapprochement des cellules selon une ligne médiane qui les amènent progressivement vers le blastopore ;
- **l'épibolie** : recouvrement de la surface externe de l'embryon ;
- **l'embolie** : entrée en masse des cellules à l'intérieur de l'embryon.



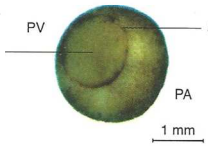




**Figure TP 12.3a**
Différents stades morphologiques externes des embryons d'amphibien en cours de gastrulation

Le cliché représente un embryon de xénope en cours de gastrulation au stade bouchon vitellin.
PA, PV : pôle animal, pôle végétatif

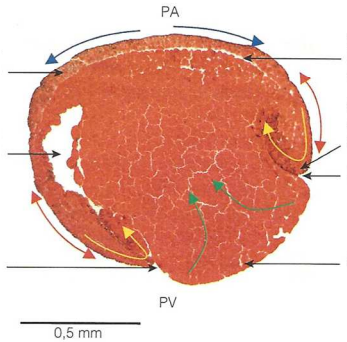



**Figure TP 12.3b**
Organisation d'un embryon de grenouille (*Rana sp*) en cours de gastrulation (coupe transversale)

Le plan de coupe ne permet pas de visualiser l'archentéron, nouvelle cavité ouverte par l'invagination des cellules endodermiques et mésodermiques.
Les flèches de couleur représentent la direction des mouvements gastruléens : bleu (épibolie), jaune (invagination), vert (embolie).
PA, PV : pôle animal, pôle végétatif

**FIGURE 14.** **Gastrulation.** D'après SEGARRA *et al.* (2014).

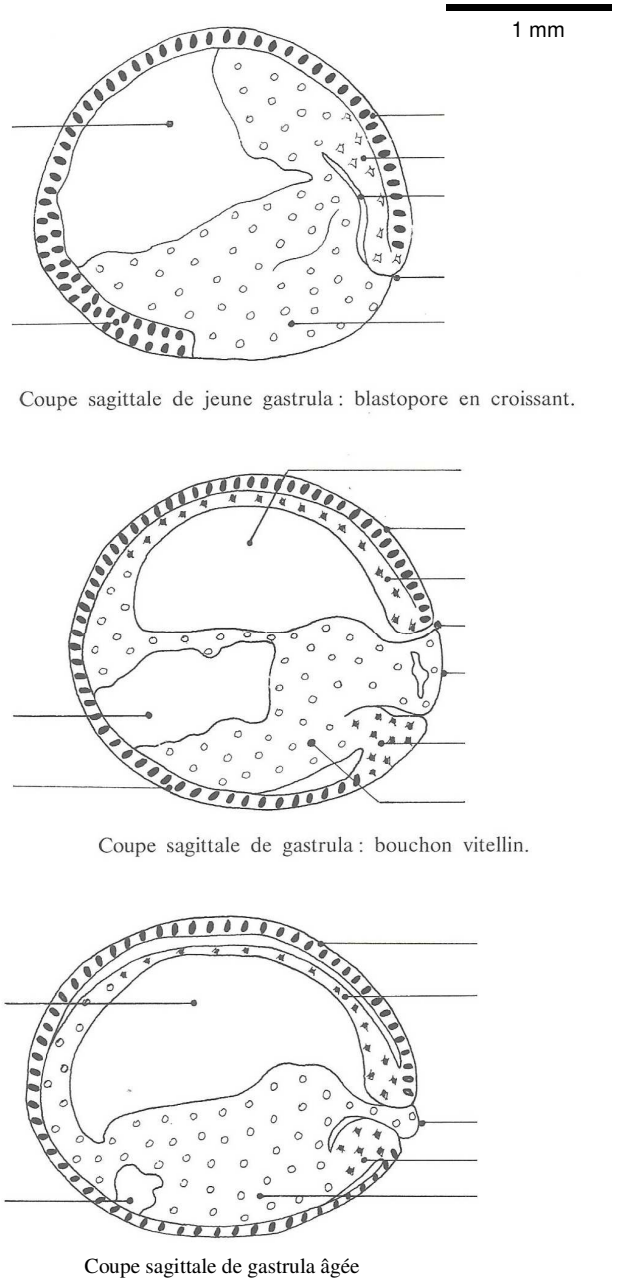



**FIGURE 15. <u>Gastrulas en coupes sagittales (Grenouille rousse) : schémas d'interprétation</u>.**
D'après BEAUMONT & CASSIER (1998), adapté / modifié.

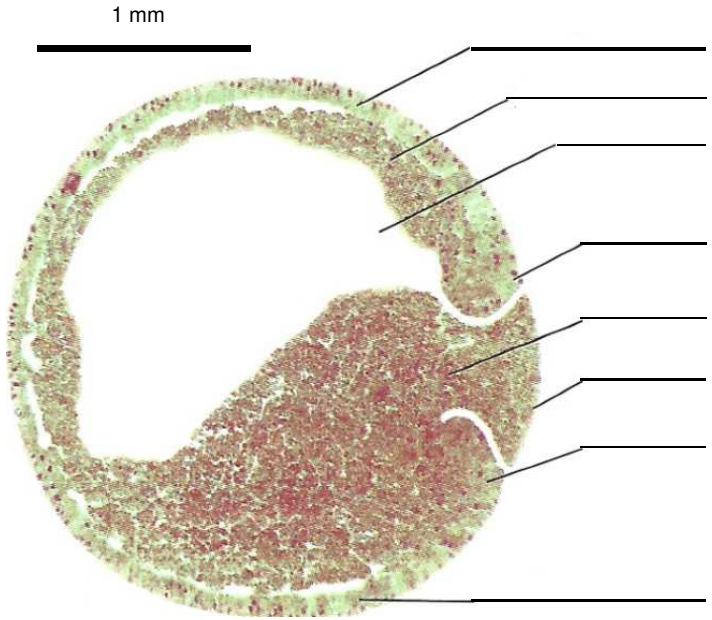


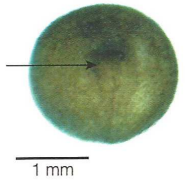

**FIGURE 16. <u>Coupe sagittale de gastrula (MO)</u>.** D'après PEYCRU *et al.* (2017).

## C. Étude pratique de la neurulation

- Cette étude s'effectue ici à partir de **supports concrets (lames, matériel frais)** et sur **clichés** (figures 17-22). On complètera les figures.

### La neurulation

À la sortie de la gastrulation, la portion dorsale du territoire ectodermique s'épaissit, elle forme la plaque neurale. Les bordures de la **plaque neurale** se soulèvent et forment des **bourrelets neuraux** délimitant une gouttière. Les bourrelets convergent vers le plan de symétrie bilatérale, s'accolent et forment alors un **tube** (présence d'une lumière au centre). La portion antérieure de la plaque neurale puis du tube neural est élargie : elle est à l'origine de la région encéphalique.



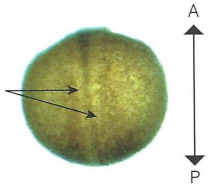
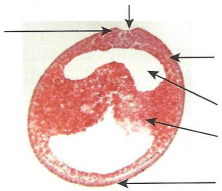




**Figure TP 12.4a**
Embryon de xénope en cours de neurulation (stade fermeture de la gouttière neurale) Les embryons sont vus sur leur face dorsale.



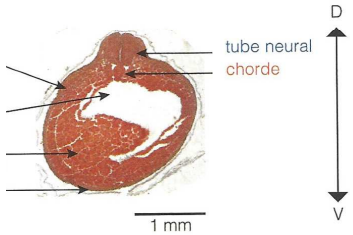



**Figure TP 12.4b**
Embryon de grenouille en cours de neurulation (vues en coupes transversales)

A. Emergence des bourrelets neuraux
B. Fermeture du tube neural

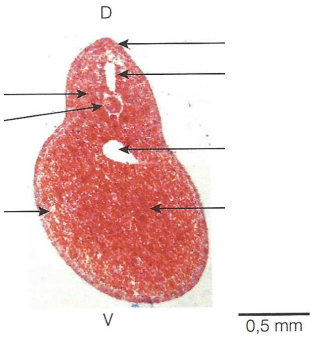
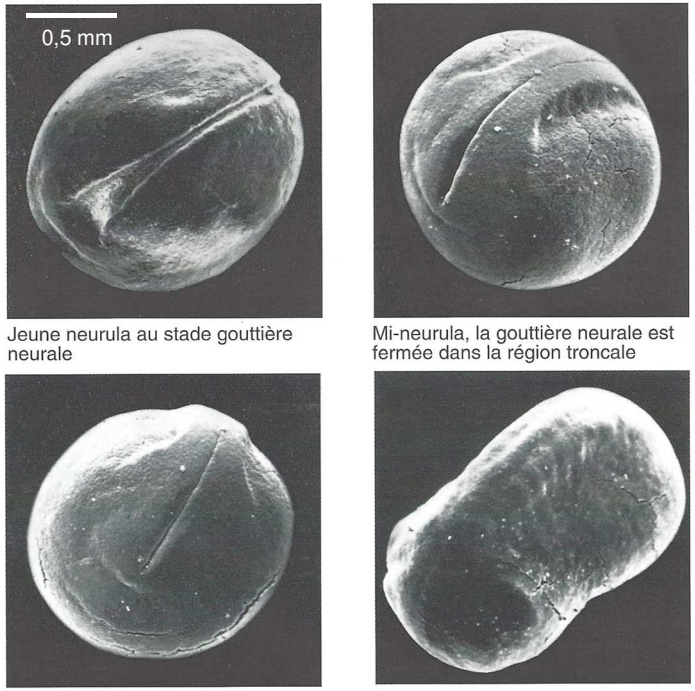



**Figure TP 12.4c**
Organisation d'un embryon de grenouille au stade bourgeon caudal jeune (coupe transversale)

Les couleurs de la légende correspondent aux couleurs conventionnelles des différents feuillets (ectoderme épidermique : noir ; ectoderme neural : bleu ; mésoderme : rouge ; endoderme : vert).
D : face dorsale ; V : face ventrale

**FIGURE 17. Neurulation.** D'après SEGARRA *et al.* (2014).

(les embryons sont dégangués et sans membrane de fécondation, x 50)




Jeune neurula au stade gouttière neurale

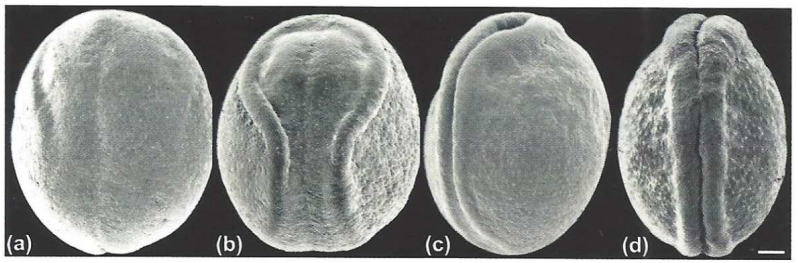
Mi-neurula, la gouttière neurale est fermée dans la région troncale

Neurula âgée

Jeune bourgeon caudal

(d'après De Vos et Van Gansen, 1980)

**FIGURE 18. Clichés de neurulation (Xénope).** D'après FRANQUINET & FOUCRIER (2003).




La neurulation. Analyse par microscopie électronique à balayage.
Séquence montrant différents stades de la neurulation. **(a) (b)** et **(d)** Vues dorsales. **(c)** Vue latérale droite. Région antérieure vers le haut. Échelle : 170 µm. *(Reproduit avec l'aimable autorisation des Dr C. Aimar, Biomédia-UPMC, Faculté de Biologie).*

**FIGURE 19. Neurulas (MEB) d'Amphibiens : stades divers.** D'après PEYCRU *et al.* (2017).
(a) Plaque neurale (b) Bourrelets neuraux (c) Gouttière neurale (d) Tube nerveux

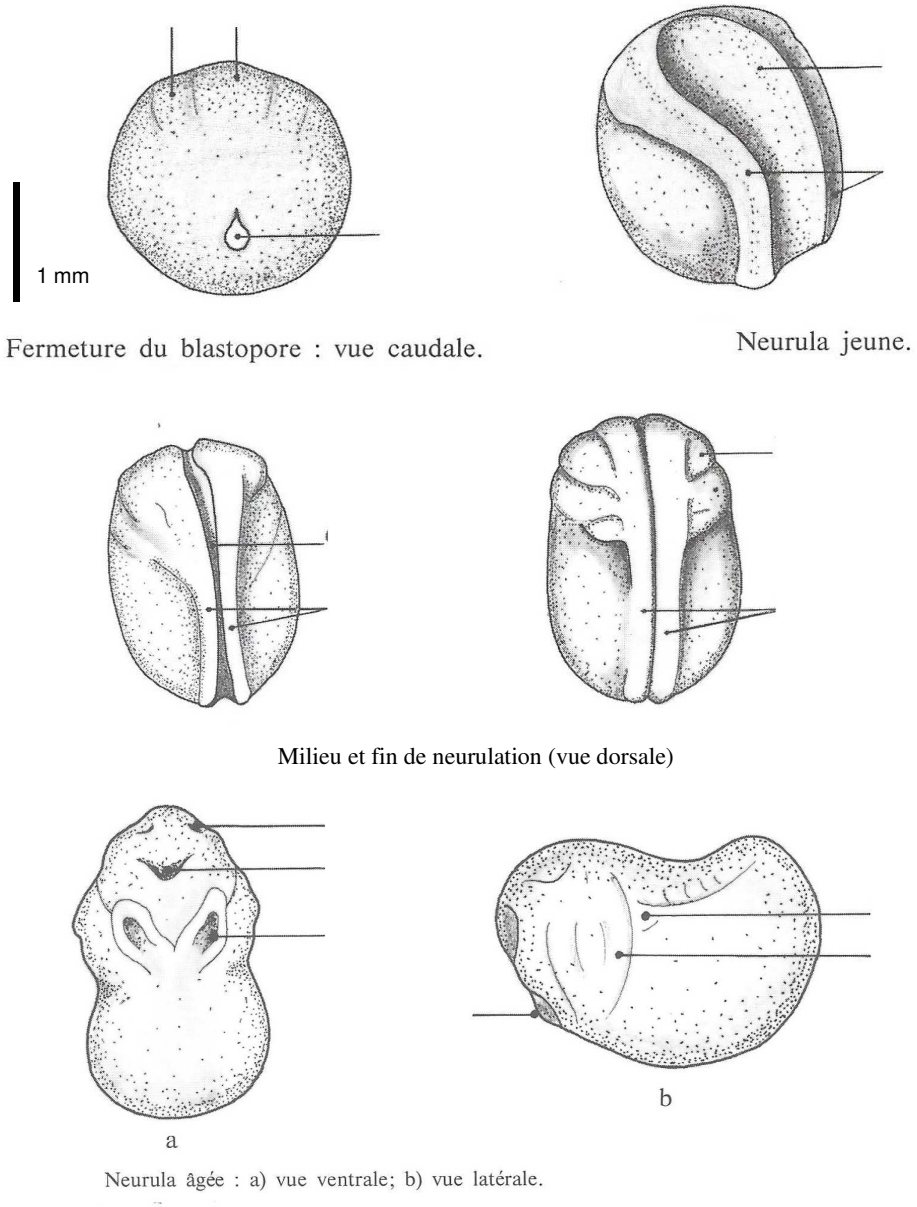



**FIGURE 20. <u>Neurulas en vues externes (Grenouille rousse) : croquis</u>.**
D'après BEAUMONT & CASSIER (1998), adapté / modifié.

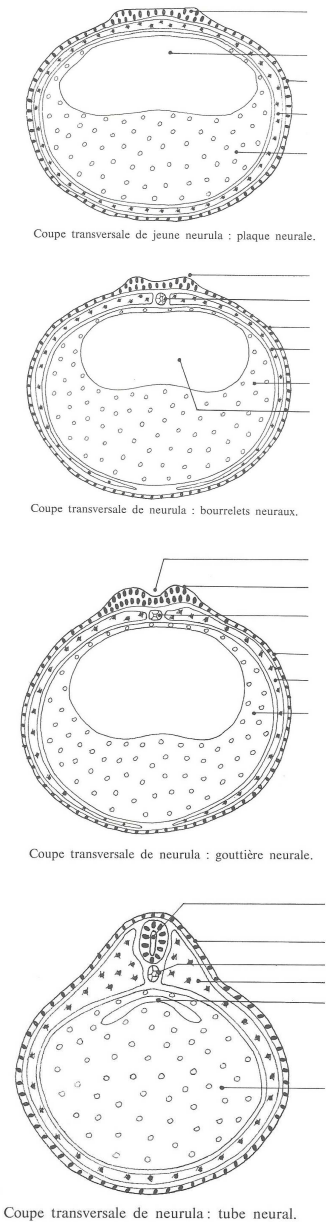
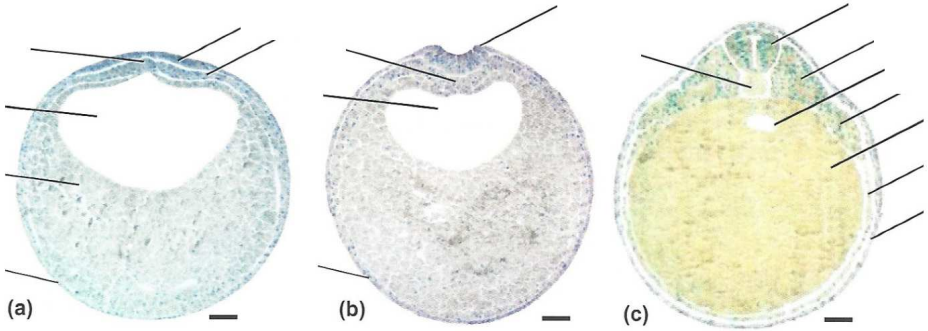



**FIGURE 21. <u>Neurulas en coupes sagittales (Grenouille rousse) : schémas d'interprétation</u>.**
D'après BEAUMONT & CASSIER (1998), adapté / modifié.




La neurulation. Analyses de coupes histologiques.

Coupes transversales réalisées à trois moments de la neurulation. Région dorsale vers le haut, région ventrale vers le bas. Échelles : 100 µm. (*Reproduit avec l'aimable autorisation du Dr M. Delarue, Biomédia-UPMC, Faculté de Biologie*)

**FIGURE 22. Neurulas d'Amphibien en coupes sagittales (MO).**
D'après PEYCRU *et al.* (1998), adapté.

## D. Étude pratique du stade bourgeon caudal

- Cette étude s'effectue ici à partir de **supports concrets (lames, matériel frais)** et sur **clichés** (figures 23-25). On complètera les figures.

Au cours de l'organogenèse, les **feuillets primordiaux forment différents tissus selon leur position dans l'embryon**. L'embryon reste dans la membrane de fécondation mais s'allonge selon l'axe antéro-postérieur. Il est au stade de **bourgeon caudal**.

L'éclosion correspond à la sortie du bourgeson caudal hors des enveloppes de la fécondation. Pendant quelques jours, l'individu consomme les réserves vitellines encore présentes au niveau du tube digestif avant que la bouche ne s'ouvre et que la prise de nourriture ne devienne active. Le bourgeon caudal a cédé le pas à la larve.

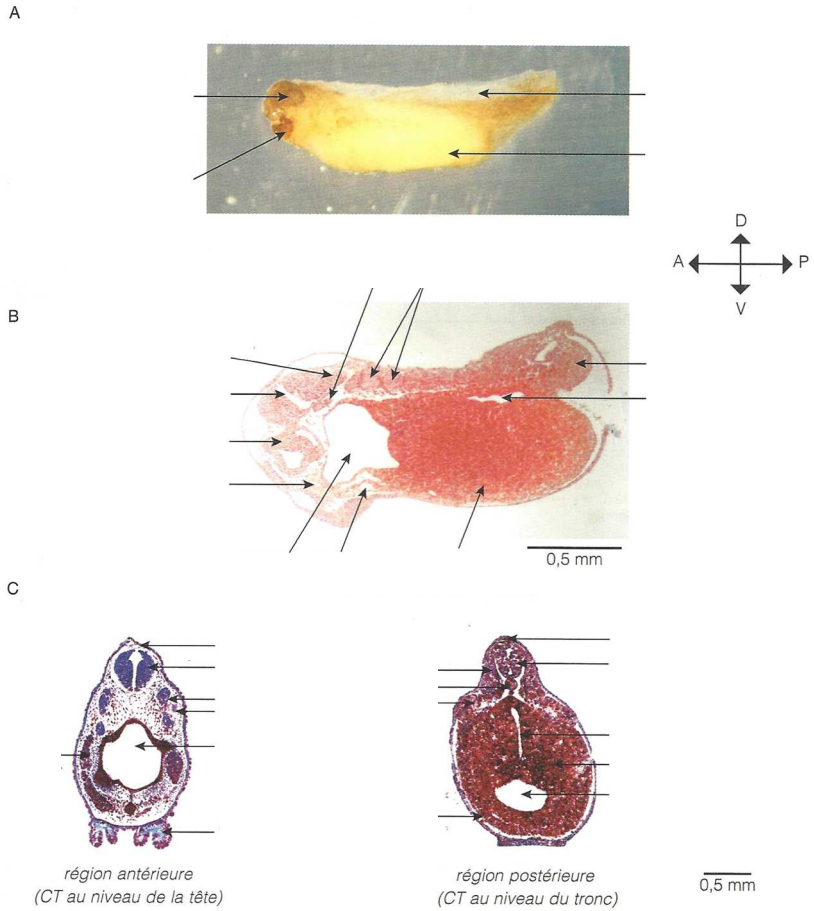
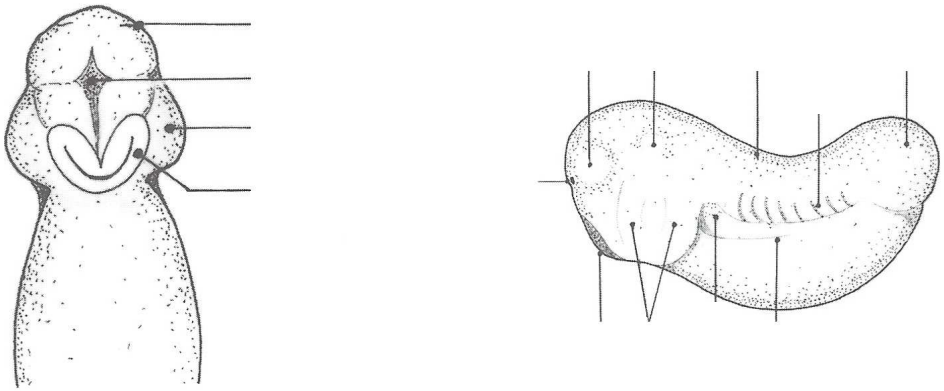



**Figure TP12.4d**
Organisation d'un embryon d'amphibien au stade bourgeon caudal

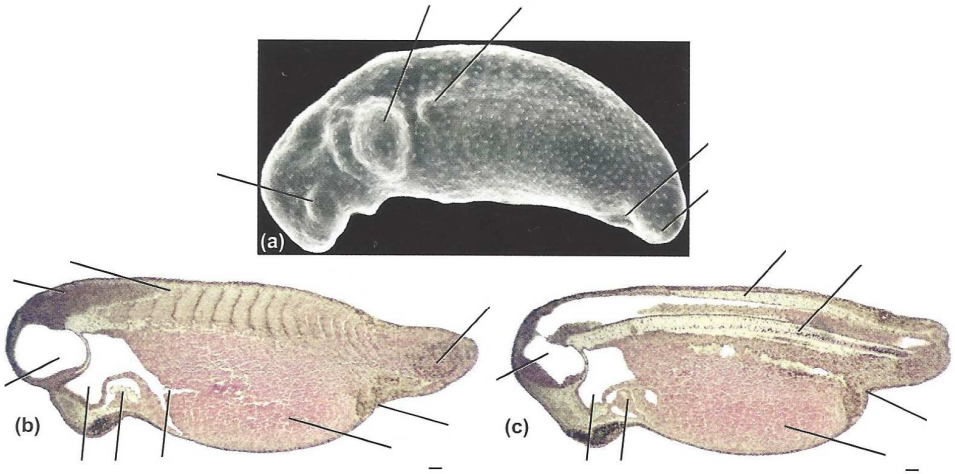
A. Vue externe d'un embryon de xénope au stade bourgeon caudal (âgé). B. Coupe sagittale d'un embryon de grenouille au stade bourgeon caudal. C. Coupes transversales dans la région antérieure et postérieure d'un embryon de grenouille au stade bourgeon caudal âgé.
Les couleurs de la légende correspondent aux couleurs conventionnelles des différents feuillets (ectoderme épidermique : noir ; ectoderme neural : bleu ; mésoderme : rouge ; endoderme : vert). D : face dorsale ; V : face ventrale ; A : antérieur ; P : postérieur

**FIGURE 23. Bourgeon caudal (Xénope).** D'après SEGARRA *et al.* (2014).



Bourgeon caudal : a) vue ventrale; b) vue latérale.

**FIGURE 24. <u>Bourgeon caudal en vue externe (Grenouille rousse) : croquis</u>.**
D'après BEAUMONT & CASSIER (1998), adapté / modifié.




Stade bourgeon caudal.
**(a)** Microscopie électronique à balayage. Vue latérale gauche. **(b)** et **(c)** Deux coupes longitudinales réalisées au stade bourgeon caudal. Vues latérales gauches. Échelles : 600 µm. *(Reproduit avec l'aimable autorisation des Drs. C. Aimar et M. Delarue, Biomédia-UPMC, Faculté de Biologie)*

**FIGURE 25. <u>Bourgeon caudal en vue externe et en coupes sagittales</u>.**
D'après PEYCRU *et al.* (2017), adapté / modifié.

## Références


ALBERTS, B., A. JOHNSON, J. LEWIS, M. RAFF, K. ROBERTS & P. WALTER (2004). *Biologie moléculaire de la cellule. Quatrième édition.* Traduction de la quatrième édition américaine (2002) par F. LE SUEUR-ALMOSNI. Flammarion, Paris. Première édition américaine 1983 (1986 1e édition française).

BEAUMONT, A. & P. CASSIER (1998). *Travaux pratiques de biologie animale. Zoologie, embryologie, histologie.* Dunod, Paris, 3e édition (1e édition 1970).

BERTHET, J. (2006). *Dictionnaire de Biologie.* De Boeck Université, Bruxelles (Belgique).

BOUJARD, D. (dir). B. ANSELME, C. CULLIN & CÉLINE RAGUÉNÈS-NICOL (2015). *Biologie cellulaire et moléculaire. Tout le cours en fiches. Licence. PACES. CAPES.* 2e édition (1e édition 2012), Dunod, Paris.

BREUIL, M. (2007). *Biologie 1re année BCPST-véto.* Tec & Doc, Lavoisier, Paris.

BREUIL, M. (2009). *Biologie 2e année BCPST-véto.* Tec & Doc, Lavoisier, Paris.

CAMPBELL, N. A. & J. B. REECE (2004). *Biologie.* De Boeck Université, Bruxelles, 2e édition (1e édition 1995).

[CAMPBELL, N. A.], J. B. REECE, L. A. URY, M. L. CAIN, S. A. WASSERAMN, P. V. MINORSKY, R. B. JACKSON (2012). *Campbell Biologie.* Adaptation française J. FAUCHER & R. LACHAÎNE. Pearson, Paris (4e edition).

DARRIBÈRE, T. (2002). *Introduction à la biologie du développement.* Belin, Paris.

DENŒUD, J., T. FERROIR, O. GUIPPONI, H. MOREAU, M. PAULHIAC-PISON, M.-L. PONS & F. TEJEDOR (2011). *Biologie-Géologie BCPST-véto 2e année.* Tec & Doc, Lavoisier, Paris.

DENŒUD, J., C. GODINOT, O. GUIPPONI, H. MOREAU, M. PAULHIAC-PISON & F. TEJEDOR (2013). *Biologie-Géologie BCPST-véto 1e année.* Tec & Doc, Lavoisier, Paris.

DENŒUD, J., C. GODINOT, O. GUIPPONI, H. MOREAU, M. PAULHIAC-PISON, M.-L. PONS & F. TEJEDOR (2014). *Biologie-Géologie BCPST-véto 2e année.* Tec & Doc, Lavoisier, Paris.

GILBERT, S. F. (coll. S. R. Singer) (2004). *Biologie du développement.* Traduction de la 7e édition américaine par S. ROLIN & É. BRACHET (2003). De Boeck, Bruxelles, 2e édition (1e édition 1996).

GODINOT, C., H. MOREAU, M. PAULHIAC-PISON & F. TEJEDOR (2010). *Biologie-Géologie 1re année BCPST-véto.* Tec & Doc, Lavoisier, Paris.

HOURDRY, J. (dir.) (1998). *Biologie du développement. Morphogenèse animale. Unité et diversité des métazoaires.* Ellipses, Paris, 320 pages.

HOURDRY, J., P. CASSIER, J.-L. D'HONDT & M. PORCHET (1995). *Métamorphoses animales. Transitions écologiques.* Hermann, Paris.

LAFON, C. (2003). *La biologie autrement. 100 questions de synthèse.* Ellipses, Paris.

LATRUFFE, N. (dir.), F. BLEICHER-BARDETTI & J. VAMECQ (2014). *Biochimie. Tout le cours en fiches. Licence. PACES-UE1. CAPES.* Dunod, Paris.

LE MOIGNE, A. & J. FOUCRIER (2009). *Biologie du développement.* Dunod, Paris, 7e édition (1e édition 1979).

MORÈRE, J.-L., R. PUJOL (coord.), J.-C. CALLEN, L. CHESNOY, J.-P. DUPONT, A.-M. GIBERT-TANGAPREGASSOM, G. RICOU, N. TOUZET (dir.) et colloborateurs (2003). *Dictionnaire raisonné de Biologie.* Frison-Roche, Paris.

PATTIER, J.-Y. (1991). *Croissance et développement des Animaux.* Ellipses, Paris.

PEYCRU, P. (dir.), J.-F. FOGELGESANG, D. GRANDPERRIN, B. AUGÈRE, J.-C. BAEHR, C. PERRIER, J.-M. DUPIN & C. VAN DER REST (2010*a*). *Biologie tout-en-un BCPST 1re année.* Dunod, Paris, 2e édition (2009), réimpression corrigée (2010) (1e édition 2006).

PEYCRU, P. (dir.), J.-C. BAEHR, F. CARIOU, D. GRANDPERRIN, C. PERRIER, J.-F. FOGELGESANG & J.-M. DUPIN (2010*b*). *Biologie tout-en-un BCPST 2e année.* Dunod, Paris, 2e édition (1e édition 2007).

PEYCRU, P., D. GRANDPERRIN, C. PERRIER (dir.), B. AUGÈRE, T. DARRIBÈRE, J.-M. DUPIN, C. ESCUYER J.-F. FOGELGESANG, & C. VAN DER REST (2013). *Biologie tout-en-un BCPST 1re année.* Dunod, Paris, 3e édition (1e édition 2006).

PEYCRU, P., D. GRANDPERRIN, C. PERRIER (dir.), B. AUGÈRE, J.-F. BEAUX, F. CARIOU, P. CARRÈRE, T. DARRIBÈRE, J.-M. DUPIN, C. ESCUYER, J.-F. FOGELGESANG, S. MAURY, É. QUÉINNEC, E. SALGUEIRO & C. VAN DER REST (2014). *Biologie tout-en-un BCPST 2e année.* Dunod, Paris, 3e édition (1e édition 2007).

PEYCRU, P., D. GRANDPERRIN, C. PERRIER (dir.), B. AUGÈRE, T. DARRIBÈRE, J.-M. DUPIN, C. ESCUYER, J.-F. FOGELGESANG, & C. VAN DER REST (2017). *Biologie tout-en-un BCPST 1re année.* Dunod, Paris, 4e édition (1e édition 2006).

RAVEN, P. H., G. B. JOHNSON, J. B. LOSOS, S. S. SINGER (2007). *Biologie.* De Boeck, Bruxelles.

RICHARD, D. (dir.), P. CHEVALET, S. FOURNEL, N. GIRAUD, F. GROS, P. LAURENTI, F. PRADÈRE & T. SOUBAYA (2012). *Biologie. Tout le cours en fiches. Licence. CAPES. Prépas.* Dunod, Paris, 2e édition (1e édition 2010).

RICHARD, D. (dir.), P. CHEVALET, S. FOURNEL, N. GIRAUD, F. GROS, P. LAURENTI, F. PRADÈRE & T. SOUBAYA (2015). *Biologie. Tout le cours en fiches. Licence. CAPES. Prépas.* Dunod, Paris, 3e édition (1e édition 2010).

SEGARRA, J. (dir.), É. CHAUVET, C. COLSON-PROCH, M. HUILLE, M. LABROUSSE, F. LOUET, F. METZ & E. PIÈTRE (2014). *Biologie BCPST 1re année.* Ellipses, Paris.

SEGARRA, J., E. PIÈTRE (dir.), G. BAILLY, O. CHASSAING, D. FAVRE, T. JEAN, F. METZ, C. MEUNIER (2015). *Biologie BCPST 2e année.* Ellipses, Paris.


## Plan du TP


**Objectifs : extraits du programme** **1**
**Introduction** **1**

**I. Étude des gamètes et de la fécondation** **2**
**A. Étude de l'ovocyte II et du zygote (= cellule-œuf)** **2**
**B. Étude électronographique des chromosomes en écouvillon de l'ovocyte en cours de maturation (ovocyte I)** **3**
**C. Étude micrographique du spermatozoïde** **3**
**D. Étude électronographique du flagelle de spermatozoïde : organisation ultrastructurale de l'axonème** **4**

**II. Étude pratique des principales étapes du développement embryonnaire** **4**
**A. Étude pratique de la segmentation** **4**
**B. Étude pratique de la gastrulation** **6**
**C. Étude pratique de la neurulation** **9**
**D. Étude pratique du stade bourgeon caudal** **11**

**Références** **13**
**Plan du TP** **13**



© Tanguy JEAN. Les textes et les figures originales sont la propriété de l'auteur. Les figures extraites d'autres sources restent évidemment la propriété des auteurs ou éditeurs originaux.


Document produit en octobre 2016 (version ATS Bio, très remaniée et étoffée)
Dernière actualisation : janvier 2020.


Contact : Tanguy.Jean4@gmail.com


Adresse de téléchargement : https://www.svt-tanguy-jean.com/



Ces données sont placées sous licence *Creative Commons Attribution – Pas d'Utilisation commerciale 4.0 CC BY NC* qui autorise la reproduction et la diffusion du document, à condition d'en citer explicitement la source et de ne pas en faire d'utilisation commerciale.