

**AGREGATION DES SCIENCES DE LA VIE,
SCIENCES DE LA TERRE ET DE L'UNIVERS**
Concours externe 2003

Travaux pratiques de Spécialité B
*Biologie et physiologie des organismes
et biologie des populations,
en rapport avec le milieu de vie*

Durée totale 6 heures

Cette épreuve de travaux pratiques comprend trois parties indépendantes.

I – Cœur et appareil circulatoire

I A - L'embryon de caille : organisation et physiologie cardiaque

Durée conseillée 2 H

Notation 30 points

I B - L'escargot : mise en évidence et injection de la région cardiaque

Durée conseillée 1H

Notation 15 points

II – Biologie de la reproduction d'*Arabidopsis*

II A - Organisation florale et régime de reproduction d'*Arabidopsis*

Durée conseillée 2 H

Notation 30 points

II B - Analyse de génétique des populations d'*Arabidopsis*

Durée conseillée 45 minutes

Notation 15 points

III – Reconnaissance raisonnée

Durée imposée 15 minutes

Notation 20 points

Ce dossier comprend trois fascicules, correspondant aux parties I, II et III ci-dessus.

- Vous devrez indiquer en tête de chaque fascicule vos nom, prénom, numéro de salle et numéro de place. *Les trois fascicules seront rendus séparément à l'issue de l'épreuve.*
- La durée conseillée pour chaque épreuve est indicative, à l'exception de la partie III (reconnaissance) qui est de durée fixe et pour laquelle vous serez appelé(e) individuellement.
- Vous devrez appeler à plusieurs reprises un examinateur afin qu'il vienne évaluer vos préparations. Toutes les précisions figurent dans les textes explicatifs relatifs aux parties I et II.
- En tête de chaque manipulation figure la liste du matériel mis à votre disposition. *Vérifiez que rien ne manque. Dans le cas contraire, signalez-le.*

Nom _____
(en lettres capitales)

Prénom _____
(en lettres capitales)

Numéro de salle

Numéro de place

PARTIE I – Cœur et appareil circulatoire

I A - L'embryon de caille : organisation et physiologie cardiaque

• Matériel fourni

1. œuf de caille fécondé et incubé durant 4 jours à 38°C
2. 1 barquette en plastique
3. 2 petites boîtes de Pétri dont une à fond noir (paraffine + noir de charbon)
4. 1 poubelle de table
5. 1 cuillère plate en plastique
6. 6 épingles fines d'entomologiste
7. 2 épingles fortes d'entomologiste
8. 2 pipettes plastique notées A et B
9. 1 pipette plastique de 3 mL
10. 1 tube à fond plat de 150 mL contenant de la solution de Tyrode
11. 1 tube à fond plat de 5 mL contenant la solution A : liquide de Tyrode additionné d'une substance cardioactive A
12. 1 tube à fond plat de 5 mL contenant la solution B : liquide de Tyrode additionné d'une substance cardioactive B
13. 1 loupe binoculaire
14. 1 lampe

• Matériel personnel nécessaire

petits ciseaux
pinces fines
1 montre – chronomètre

I A 1 – L'organisation de l'embryon

a) Stade 4 jours d'incubation

Prendre l'œuf à deux mains et le tourner entre les deux paumes pendant quelques instants afin de provoquer, si besoin, le décollement de l'embryon de la coquille.

Casser la coquille et verser le contenu de l'œuf dans une barquette plastique préalablement remplie au 2/3 de solution de Tyrode.


*En cas d'incertitude sur le bon état de développement de l'embryon, **appeler l'examineur.***


Repérer l'embryon et l'aire extra-embryonnaire ; à l'aide de petits ciseaux, découper tout autour de l'aire extra – embryonnaire.

A l'aide de la cuillère en plastique, transférer délicatement l'ensemble découpé dans le fond d'une boîte de Pétri à remplir de liquide de Tyrode. Bien éliminer le jaune en agitant délicatement la préparation dans le milieu.

A l'aide de la cuillère en plastique, transférer la préparation dans la boîte de Pétri à fond noir à remplir de la solution de Tyrode. Épingler l'aire extra – embryonnaire à l'aide de 4 aiguilles fines d'entomologiste. Dégager l'embryon en éliminant l'amnios. Si l'embryon s'est détaché de son aire au cours du transfert, l'épingler au niveau de la tête et de la queue.


Appeler l'examineur afin qu'il évalue votre préparation.


 Observer à la loupe binoculaire ; réaliser page **3** un dessin d'observation légendé de la préparation.


 Rédiger un commentaire de 15 lignes maximum, page **4**, précisant l'organisation de l'embryon de caille au stade 4 jours d'incubation.

b) Organogenèse cardiaque

Trois coupes transversales (A,B,C) ont été réalisées dans la région antérieure d'un embryon dont un schéma est reporté page 6.

 Légender page **5** chacune de ces coupes.

 Indiquer à l'aide de traits horizontaux sur le schéma d'embryon de la page **6**, les niveaux des trois coupes réalisées en les identifiant par les lettres A, B et C.

 Légender le schéma d'embryon de la page **6** et indiquer, en argumentant, à quel stade du développement embryonnaire ces coupes ont été réalisées.


I A 2 - Physiologie cardiaque de l'embryon

A l'aide de 2 aiguilles fines d'entomologiste, étirer et épinglez l'embryon en le piquant au niveau de la tête et de la queue.

*En l'absence de battements cardiaques, **appeler l'examineur***


 Mesurer le rythme des battements cardiaques ; reporter le résultat dans le tableau page **7**.

A l'aide des aiguilles fortes d'entomologiste, sectionner les attaches du cœur afin qu'il flotte librement.

 Mesurer le rythme des battements du cœur isolé ; reporter le résultat dans le tableau page **7**.


A l'aide de la pipette 3 mL, aspirer le cœur et le transférer dans un couvercle de boîte de Pétri où auront été versés 3 mL de liquide de Tyrode frais.

A l'aide de la pipette marquée A, ajouter 5 gouttes de solution A. Attendre 1 à 2 minutes.

 Mesurer à nouveau le rythme des battements cardiaques; reporter le résultat dans le tableau page **7**.

Transférer le cœur dans un second couvercle de boîte de Pétri contenant 3 mL de liquide de Tyrode frais.

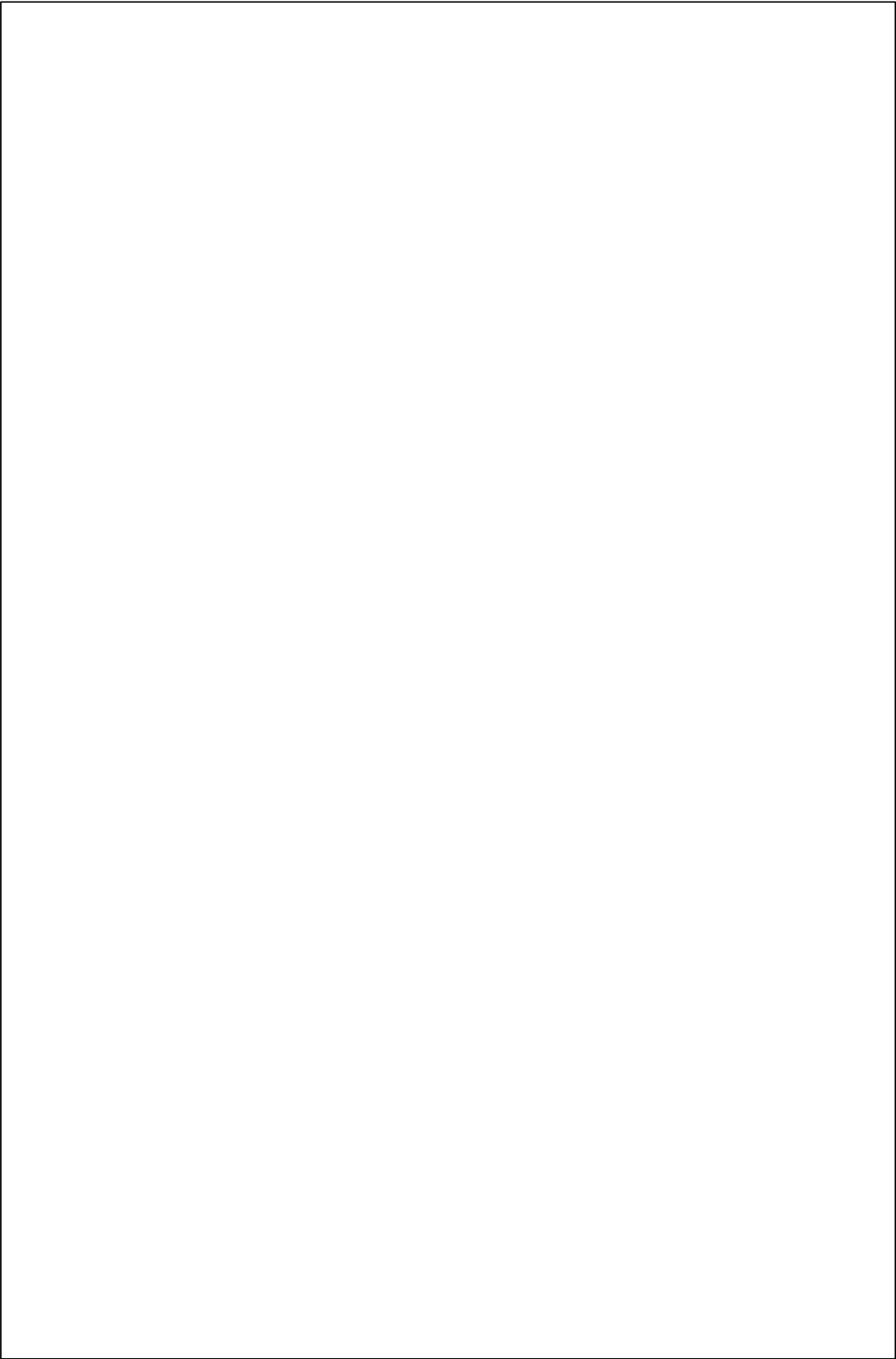
Attendre quelques instants et à l'aide de la pipette marquée B, ajouter 5 gouttes de la solution B. Attendre 1 à 2 minutes.

 Mesurer à nouveau le rythme des battements cardiaques; reporter le résultat dans le tableau page **7**.

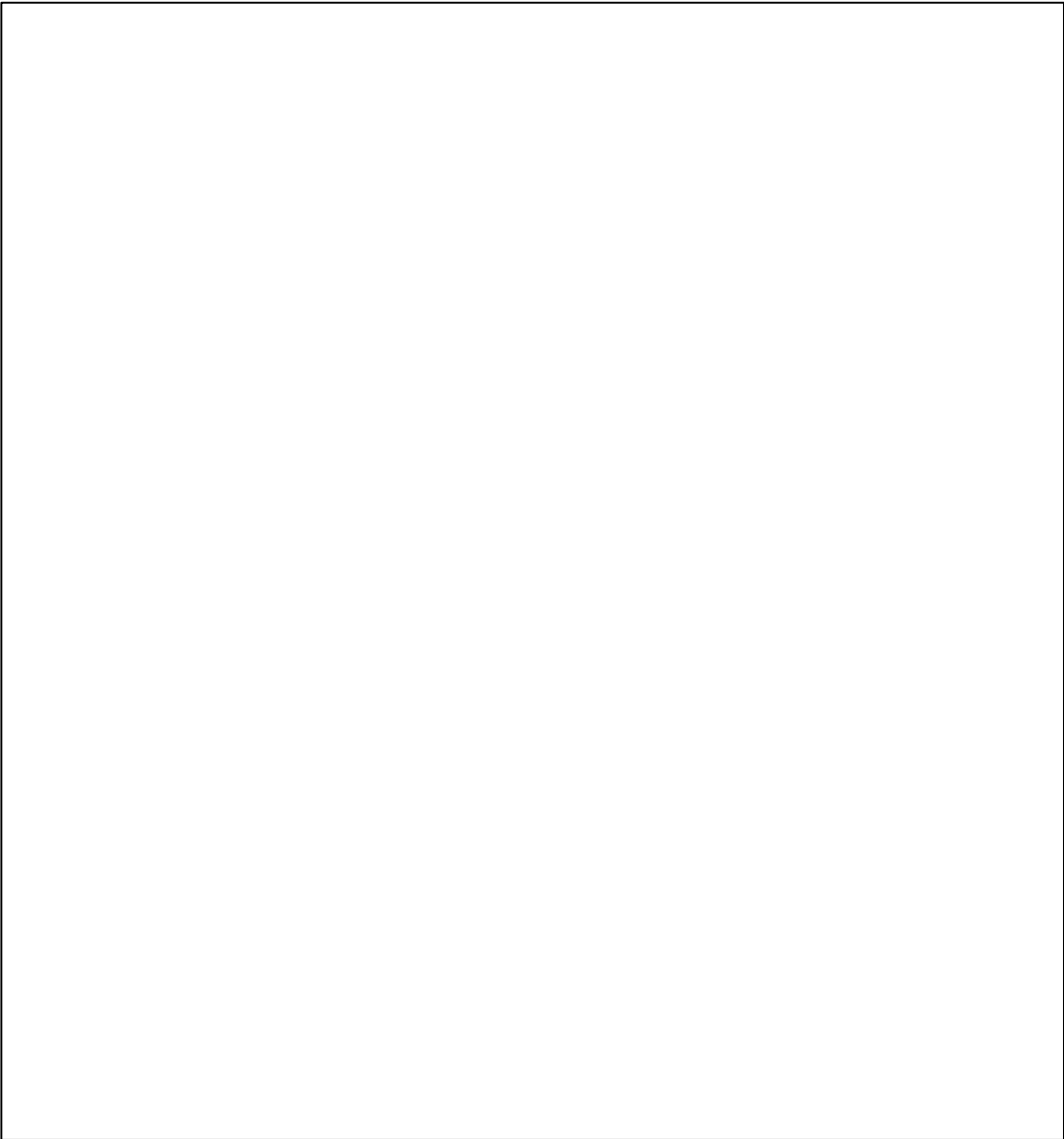
 **Interpréter les résultats. Quelles sont vos conclusions sur l'automatisme cardiaque, son contrôle et sa mise en place ?**

(Utiliser le cadre de la page **7**, 15 lignes maximum).

Dessin d'observation légendé

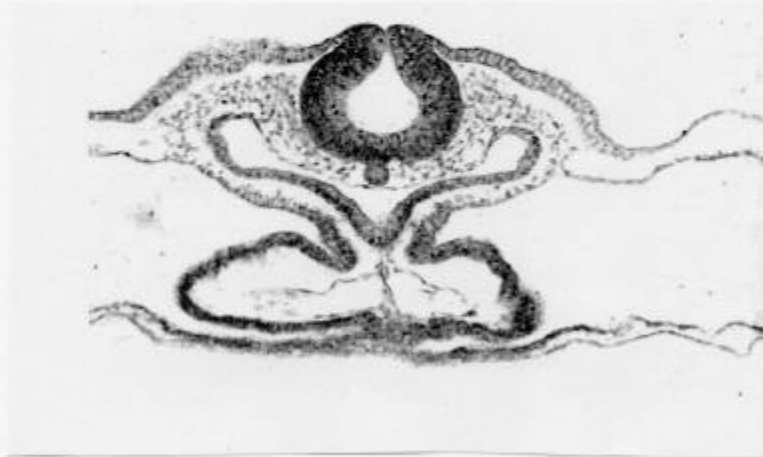


Texte concernant l'organisation morpho-fonctionnelle de l'embryon



Coupes transversales de la région antérieure d'un embryon dont le schéma est en page 6

Coupe A



Coupe B



Coupe C

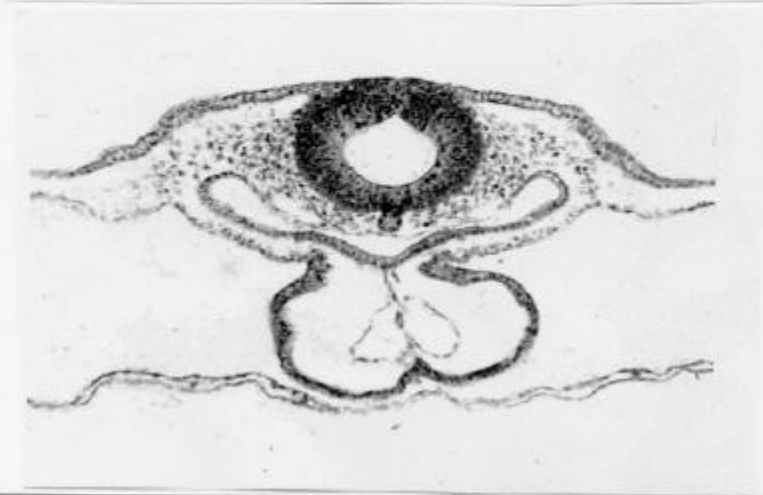
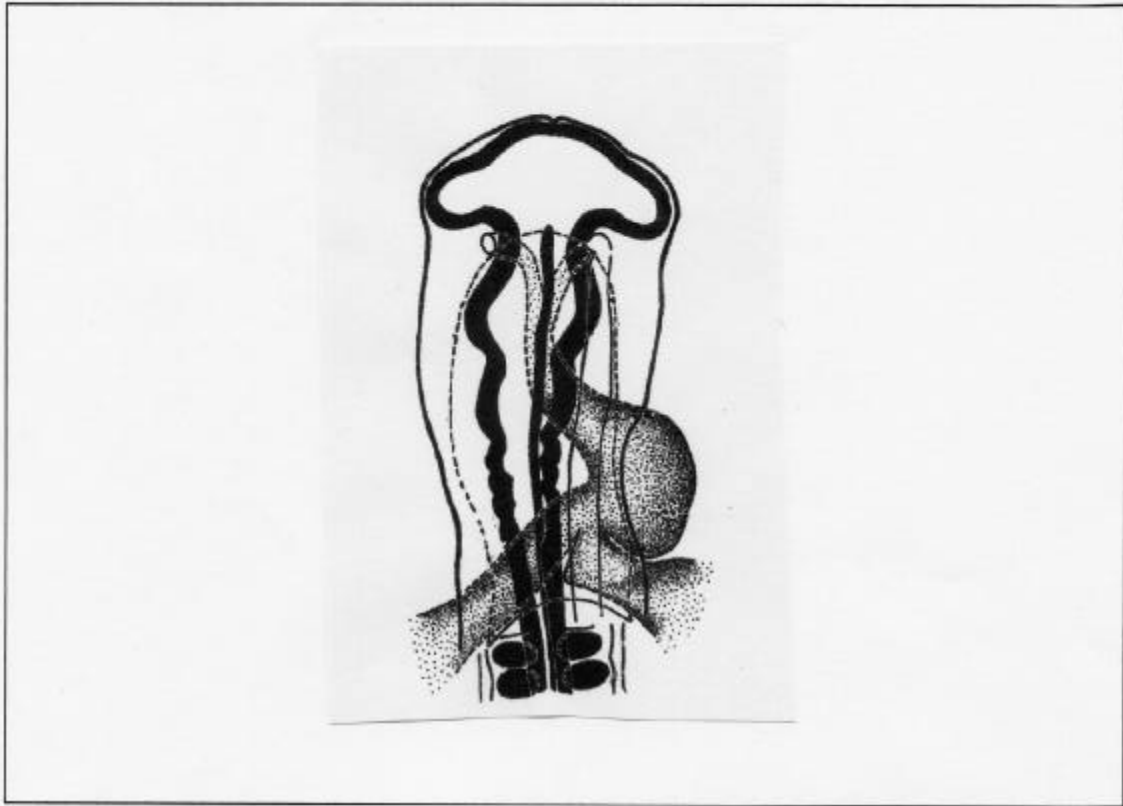


Schéma de l'embryon chez lequel les coupes A,B,C ont été réalisées.



A quel stade du développement embryonnaire correspond ce schéma ?

Reporter dans ce tableau les résultats obtenus

	Rythme cardiaque (<i>battements/minute</i>)
<i>cœur en place</i>	
<i>cœur isolé</i>	
<i>cœur isolé + solution A</i>	
<i>cœur isolé + solution B</i>	

Analyse et interprétation des résultats

I B - Mise en évidence et injection de la région cardiaque de l'escargot

- **Matériel fourni**

- 1) 1 cuvette à dissection,
- 2) 1 seringue
- 3) liquide coloré pour injection
- 4) 1 escargot

- **Matériel personnel**

nécessaire à dissection
épingles

I B 1 - Mise en évidence de la région cardiaque

Extraire le corps de l'escargot de sa coquille ; à l'aide d'épingles, le fixer dans la cuvette de façon à mettre en évidence la région cardiaque de l'animal puis l'immerger.



Réaliser un dessin d'observation légendé de la région cardiaque dans le cadre 1 prévu en page 9.

I B 2 - Injection de la région cardiaque

A l'aide des ciseaux fins, inciser le toit du poumon en commençant au niveau du pneumostome ; poursuivre l'incision le long du bourrelet palléal en progressant de la droite vers la gauche de l'animal.

*Ouvrir le poumon et repérer sur sa face interne les vaisseaux. **Par l'un des gros vaisseaux, réaliser l'injection du liquide coloré à l'aide de la seringue.***

Après l'injection, retirer la seringue et nettoyer la dissection pour éliminer l'excès de colorant. Rabattre le toit du poumon dans sa position initiale et le fixer à l'aide d'épingles.



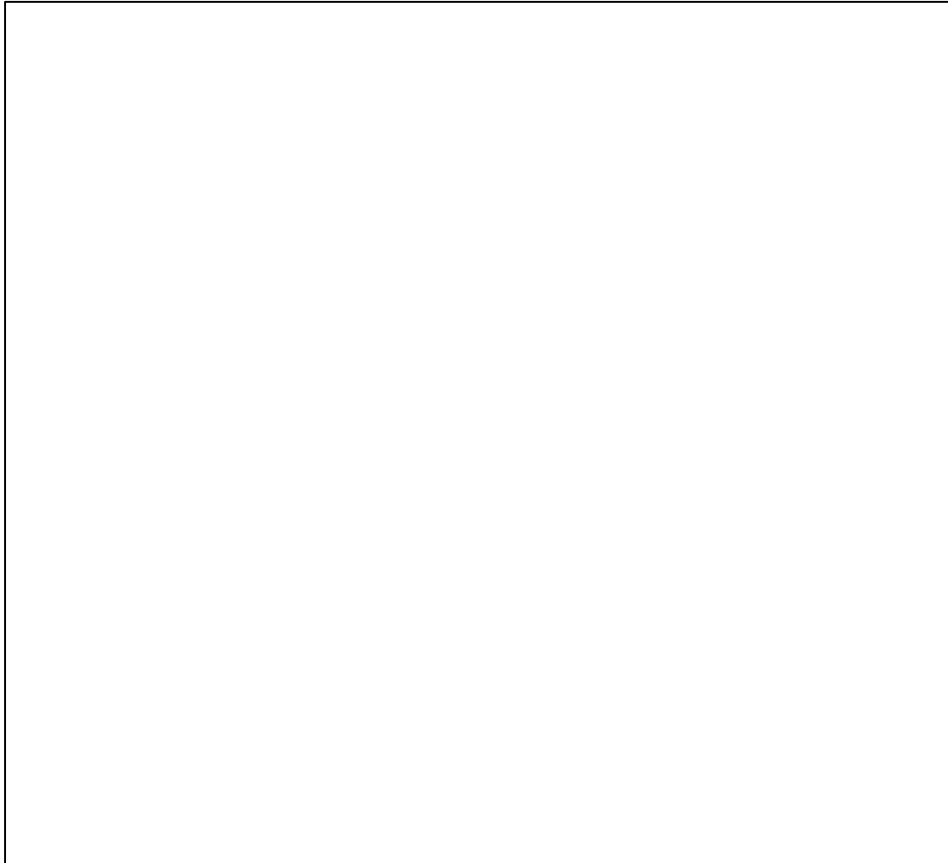
Réaliser à nouveau un dessin d'observation légendé de la région cardiaque dans le cadre 2 prévu en page 9 ; y souligner les précisions apportées par l'injection.

A ce stade **appeler l'examineur** afin qu'il évalue votre travail.

Cadre 1



Cadre 2



Nom _____
(en lettres capitales)

Prénom _____
(en lettres capitales)

Numéro de salle

Numéro de place

PARTIE II – Biologie de la reproduction d'*Arabidopsis*

II A - Organisation de la fleur et régime de reproduction

• Matériel fourni

1. 1 plant d'*Arabidopsis*, à floraison en pot
2. 1 loupe binoculaire
3. 1 microscope
4. 1 lampe
5. 1 rectangle de carton noir garni d'adhésif double face
6. lames
7. lamelles
8. accès à une calculatrice

• Matériel personnel nécessaire

petits ciseaux
pinces fines
lame de rasoir

II A 1 - L'organisation de la fleur d'*Arabidopsis*

*Réaliser à la loupe binoculaire la dissection d'une fleur épanouie d'*Arabidopsis*. Déposer les pièces florales sur le ruban adhésif du rectangle de carton noir en respectant l'architecture de la fleur.*

Appeler l'examineur afin qu'il évalue la qualité de la dissection.



Réaliser dans le cadre 1 de la page 4 un dessin d'observation légendé de la fleur disséquée.



Etablir la formule florale et justifier la position systématique d'*Arabidopsis* dans la classification (cadre 2 de la page 4)

II A 2 - Comptage des ovules et des grains de pollen ; ratio pollen/ovules

a) Comptage des ovules

Prélever le pistil d'une fleur épanouie. Le monter entre lame et lamelle dans une goutte d'eau. Poser la lame sur la paillasse et écraser fermement le montage au travers de plusieurs épaisseurs de feuilles de papier. Exercer une forte pression verticale, sans déplacement latéral. Compter les ovules .

Répéter cette manipulation sur un total de 5 fleurs.

- ✎ Indiquer les résultats des comptages dans le cadre 1 de la page 5. Préciser le type d'ovule.
- ✎ Calculer la moyenne et l'écart-type du nombre d'ovules par fleur (trois chiffres significatifs sont demandés) et reporter les résultats dans le cadre 1 de la page 5.

b) Comptage du pollen

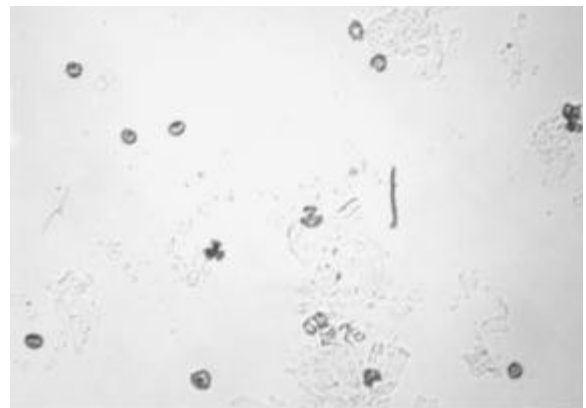
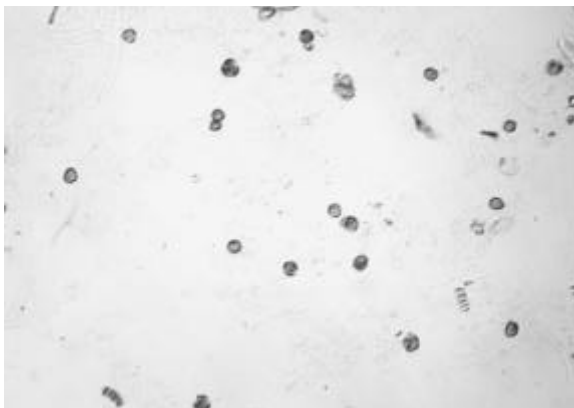
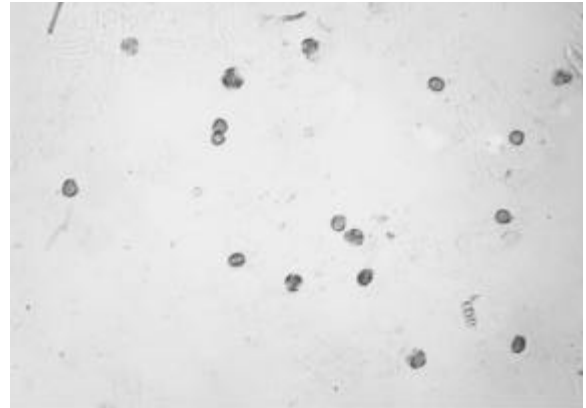
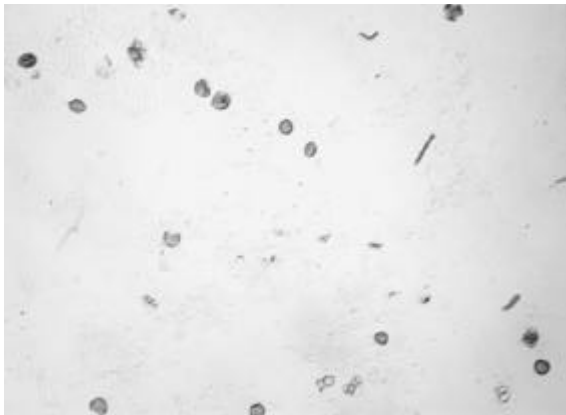
*Protocole : Vingt bourgeons floraux sont récoltés juste avant l'épanouissement des fleurs et immédiatement plongés dans l'acide sulfurique pur pendant 4 jours . La suspension est ensuite diluée à l'eau distillée puis centrifugée. Le culot récupéré est rincé à l'eau distillée puis centrifugé de nouveau. Le dernier culot obtenu ne contient que les grains de pollen dont ne subsiste que l'exine et quelques débris végétaux ; il est dilué dans 120 **µL** d'eau distillée.*

Quatre prélèvements de cette suspension sont montés entre lame et lamelle et observés sans coloration au microscope optique.


Calcul du nombre de grains de pollen par fleur.

*Chaque plage photographiée ci-dessous a pour dimensions **1mm de largeur** et **1,3 mm de longueur**. L'épaisseur du film d'eau entre lame et lamelle est de **0,05 mm**.*

- ✎ Estimer le **nombre moyen** de grains de pollen par fleur en détaillant votre calcul dans le cadre 2 de la page 5.



c) Ratio pollen/ovules

 A partir des résultats obtenus dans les deux paragraphes précédents, estimer le ratio pollen/ovules par fleur d'*Arabidopsis*. Reporter le résultat dans le cadre 3 de la page 5.

II A 3 - Relation avec le régime de reproduction d'*Arabidopsis*

Les données suivantes sont tirées de la littérature scientifique.

Sutherland et Delph (1984) comparent le rapport :
Nombre de fruits développés / Nombre de fruits potentiels, par rameau,
chez des espèces autogames et chez des espèces allogames.


Les résultats obtenus sont les suivants (en %) :

	Moyenne	Ecart-type
Espèces autogames	72.5	12.5
Espèces allogames	22.1	13.6

Preston (1986) étudie le ratio pollen/ovules, par fleur, chez 66 espèces de Brassicacées. Ses résultats montrent que généralement :

- chez les espèces autogames le ratio est inférieur à 1000 ;
- chez les espèces allogames le ratio est supérieur à 3500.

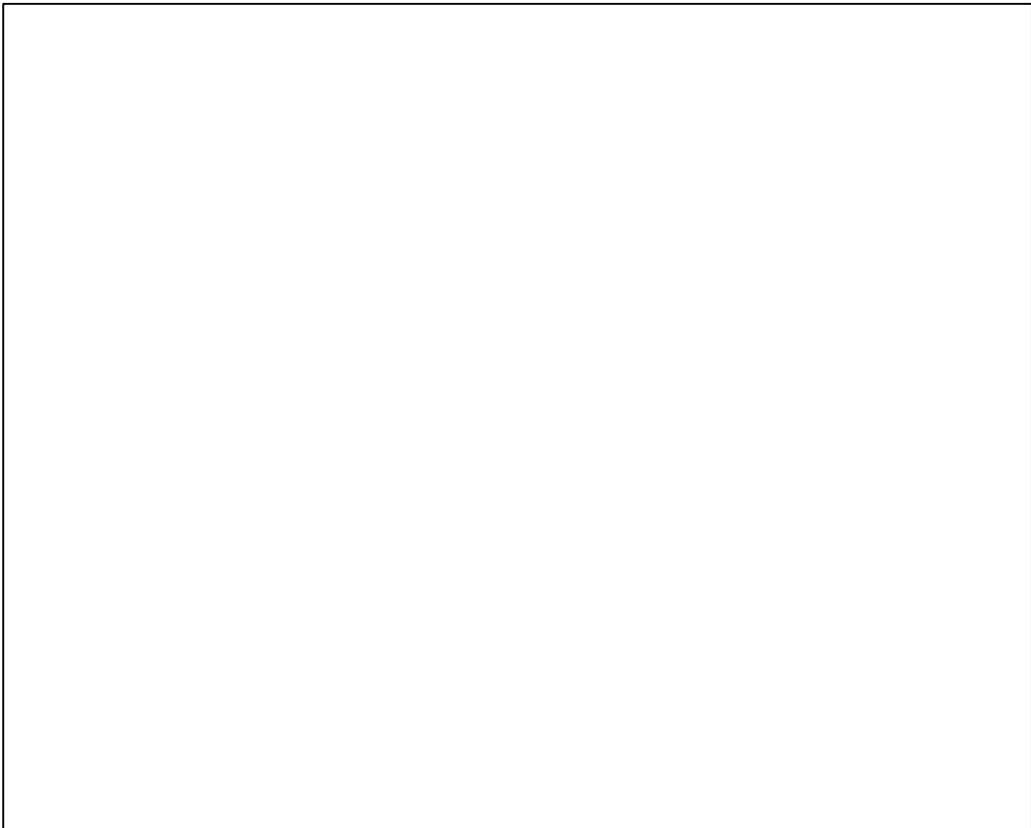
*[Sutherland et Delph (1984), **Ecology**, 65, 1093-1104 . Preston (1986), **Am. J. Bot.**, 73, 1732-1740]*

 A partir de ces données tirées de la littérature et de vos propres résultats obtenus aux paragraphes II A 1 et II A 2 ,

- 1) Préciser le régime de reproduction d'*Arabidopsis*,
- 2) Dégager les relations de ce régime avec l'organisation de l'appareil reproducteur d'*Arabidopsis*.

(Utiliser le cadre de la page 6)

Cadre 1



Cadre 2



Cadre 1 : Type et comptage des ovules

Type d'ovule :

Fleur N°	Nombre d'ovules
1	
2	
3	
4	
5	
Moyenne	
Ecart-type	

Rappel :

Sur l'ensemble de N mesures $\{x_1, x_2, \dots, x_i, \dots, x_N\}$, on définit :

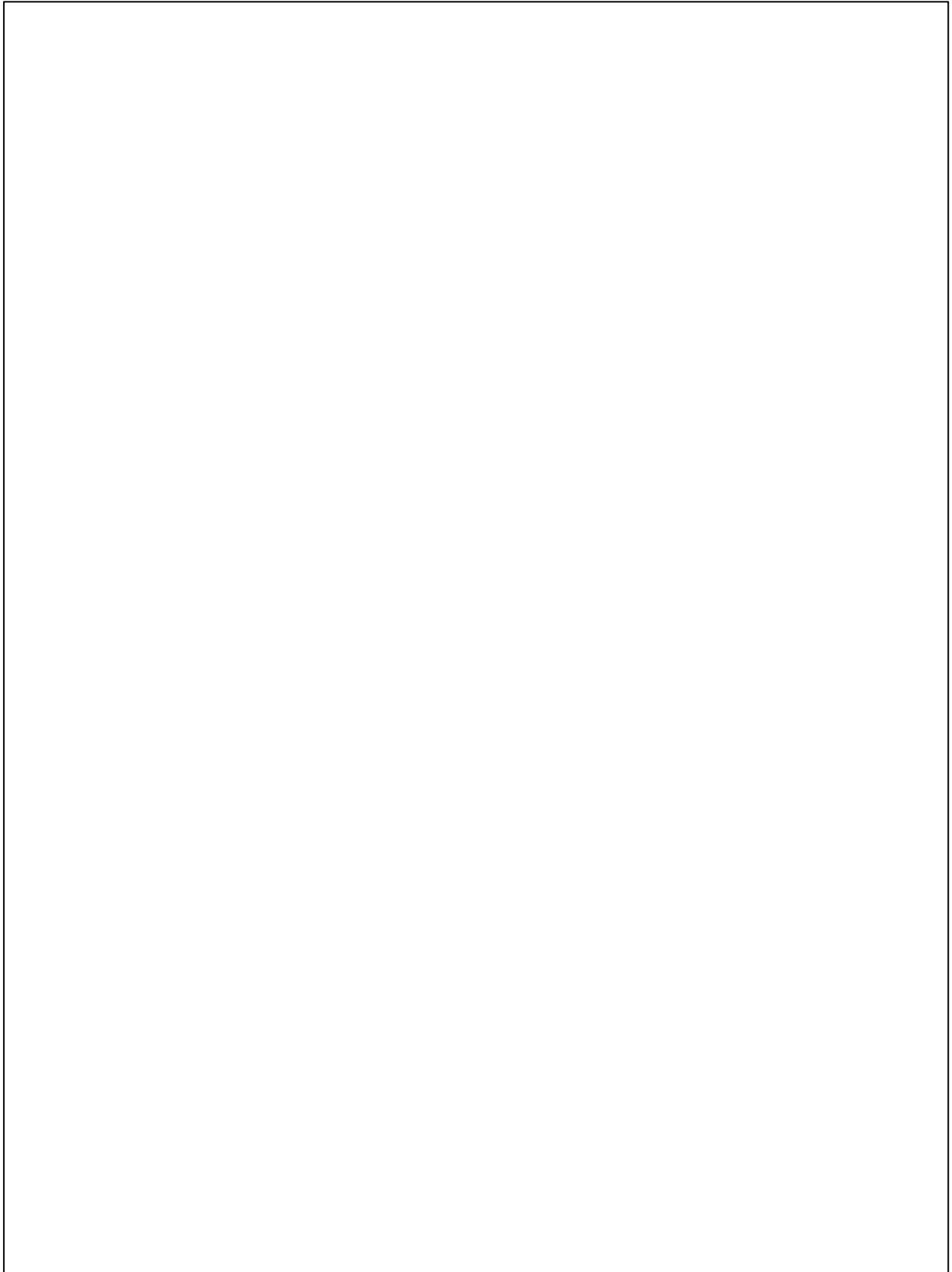
- la moyenne \bar{x} d'échantillon par $\bar{x} = \frac{\sum_{i=1}^N x_i}{N}$

- l'écart-type d'échantillon par $s = \sqrt{\frac{\sum_{i=1}^N (x_i - \bar{x})^2}{N-1}}$

Cadre 2 : Estimation du nombre moyen de grains de pollen par fleur

Cadre 3 : Estimation du ratio pollen/ovules par fleur

Conclusions sur le régime de reproduction d'*Arabidopsis* et les relations de celui-ci avec l'organisation de l'appareil reproducteur.



II B - Analyse de génétique des populations d'*Arabidopsis*

On considère une petite population isolée P d'*Arabidopsis thaliana* constituée de 10 individus.

L'analyse de plusieurs *locus* isoenzymatiques de P montre que celui de l'isocitrate déshydrogénase est polymorphe. Il présente deux allèles notés **a** et **b**.

Neuf individus de P sont de génotype **aa**, un seul est de génotype **bb**.



Quelles sont les fréquences p et q des allèles **a** et **b** dans la population P ?



Arabidopsis thaliana étant une espèce annuelle et la population P comptant 10 individus, les estimations de p et q vous paraissent-elles représentatives ? Justifier votre réponse.



A partir des valeurs obtenues pour p et q quelles seraient les fréquences attendues des génotypes **aa**, **ab** et **bb**, sous l'hypothèse de panmixie ?

Cent graines produites par un individu **aa** de P et cent produites par l'individu **bb** sont récoltées à maturité et mises à germer en conditions contrôlées.

Le génotype des individus issus du développement de ces deux lots de graines est examiné :

- sur les 100 graines provenant de l'individu **aa**, 100 sont de génotype **aa** ;
- sur les 100 graines provenant de l'individu **bb**, 99 sont de génotype **bb**, 1 est de génotype **ab**.



L'apparition d'un génotype **ab** dans la descendance de l'individu **bb** peut être attribuée, en théorie, à deux événements. Quels sont-ils ?



Estimer les taux τ_1 et τ_2 correspondant à ces deux possibilités. Préciser à chaque fois les unités utilisées.



Comment expliquer l'absence de génotype **ab** dans la descendance de l'individu **aa** ?



Les données génétiques tirées des six questions précédentes modifient-elles vos conclusions sur le régime de reproduction d'*Arabidopsis*, exprimées en page 6 ?

A large, empty rectangular box with a thin black border, intended for the student to write their answer to the question above.

AGREGATION DE SCIENCES DE LA VIE, SCIENCES DE LA TERRE ET DE L'UNIVERS.
Concours externe - Samedi 14 juin 2003 - Travaux pratiques de Spécialité B


Nom _____
(en lettres capitales)

Prénom _____
(en lettres capitales)

Numéro de salle


Numéro de place

PARTIE III – Reconnaissance raisonnée

 Identifier dans le tableau ci-dessous (position systématique, genre, espèce et nom vernaculaire) les échantillons numérotés de 1 à 10.

Numéro	IDENTIFICATION
1	
2	
3	
4	
5	

Numéro	IDENTIFICATION
6	
7	
8	
9	
10	

 Associer les échantillons qui présentent des interactions, et en préciser la nature.

N° des échantillons associés	Interactions