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 3.3.

Méiose et brassage génétique

Objectifs : extraits du programme

Séance(s)	Connaissances clefs à construire, commentaires, capacités exigibles
Méiose et brassage génétique (1 séance)	- mettre en relation les différentes phases de la méiose avec les brassages inter et intrachromosomiques à partir d'observations microscopiques photonique et électronique de cellules animale et végétale - comprendre la diversité allélique générée par la reproduction sexuée à travers l'étude de croisements haploïdes et/ou diploïdes - loi de HARDY-WEINBERG (pour deux allèles) et discussion de son champ de validité (migration, mutation, sélection, dérive et choix d'appariement)

Introduction

La **reproduction sexuée** comprend, d'un point de vue génétique, **deux processus fondamentaux** (voir le chapitre 16 sur les aspects génétiques de la reproduction) :
- La **méiose** : ***processus de division cellulaire qui permet la production, à partir d'une cellule-mère diploïde, de quatre cellules-filles haploïdes***.
- La **fécondation** : ***processus de fusion de deux gamètes haploïdes, impliquant notamment une mise en commun des matériels génétiques (amphimixie), ce qui aboutit à un rétablissement de la diploïdie***.

Ces **deux processus** impliquent un **brassage génétique** (revoir le chapitre 16) :
- La **méiose** implique un **brassage intra-** et un **brassage interchromosomique** qui produisent des **combinaisons alléliques originales**.
- La **fécondation** réunit au hasard **deux combinaisons alléliques originales**.

Ces **processus** impactent à leur tour, en lien avec les **forces évolutives** (migration, sélection, dérive, mutation) la **répartition des allèles** dans les **populations**.

Comment des observations microscopiques nous renseignent-elles sur le déroulement de la méiose ? Comment les processus de méiose et de fécondation impactent-ils la transmission héréditaires des allèles ? Comment les allèles se transmettent-ils dans les populations ?

I. Étude micrographique et électronographique de la méiose

Capacité exigible	✓ **Mettre** en relation les différentes phases de la méiose avec les brassages inter et intrachromosomiques à partir d'observations microscopiques photonique et électronique de cellules animale et végétale.

Activité 1. Étude pratique des modalités de la méiose

Comment l'étude micrographique et électronographique des divisions cellulaires nous permet-elle d'en comprendre les modalités et mécanismes ?

Savoirs à construire	Modalités de la méiose

	Capacité ou attitude visée	Évaluation
Savoir-faire sollicités	Manipuler, maîtriser un geste technique, un outil, un logiciel : ➢ Coloration ➢ Microscope optique	
	Analyser, interpréter, raisonner, mettre en relation des données	

Travail à effectuer

1. Observation au **MO** de **coupes de jeunes anthères de Lys (grains de pollen en formation)**
   a. Préparation microscopique et coloration à l'**orcéine acétique** ;
   b. Préparation microscopique et coloration au **bleu de toluidine** ;
   c. Lames du commerce.
   Protocole en page 2 (encadré vert)
   >> **Légendez** la figure 1.
2. Observation au **MO** de **coupes de testicules** → revoir le TP 3.1. (reproduction animale).
3. Observation d'une **tétrade au MET**.
   >> **Légendez** la figure 2.

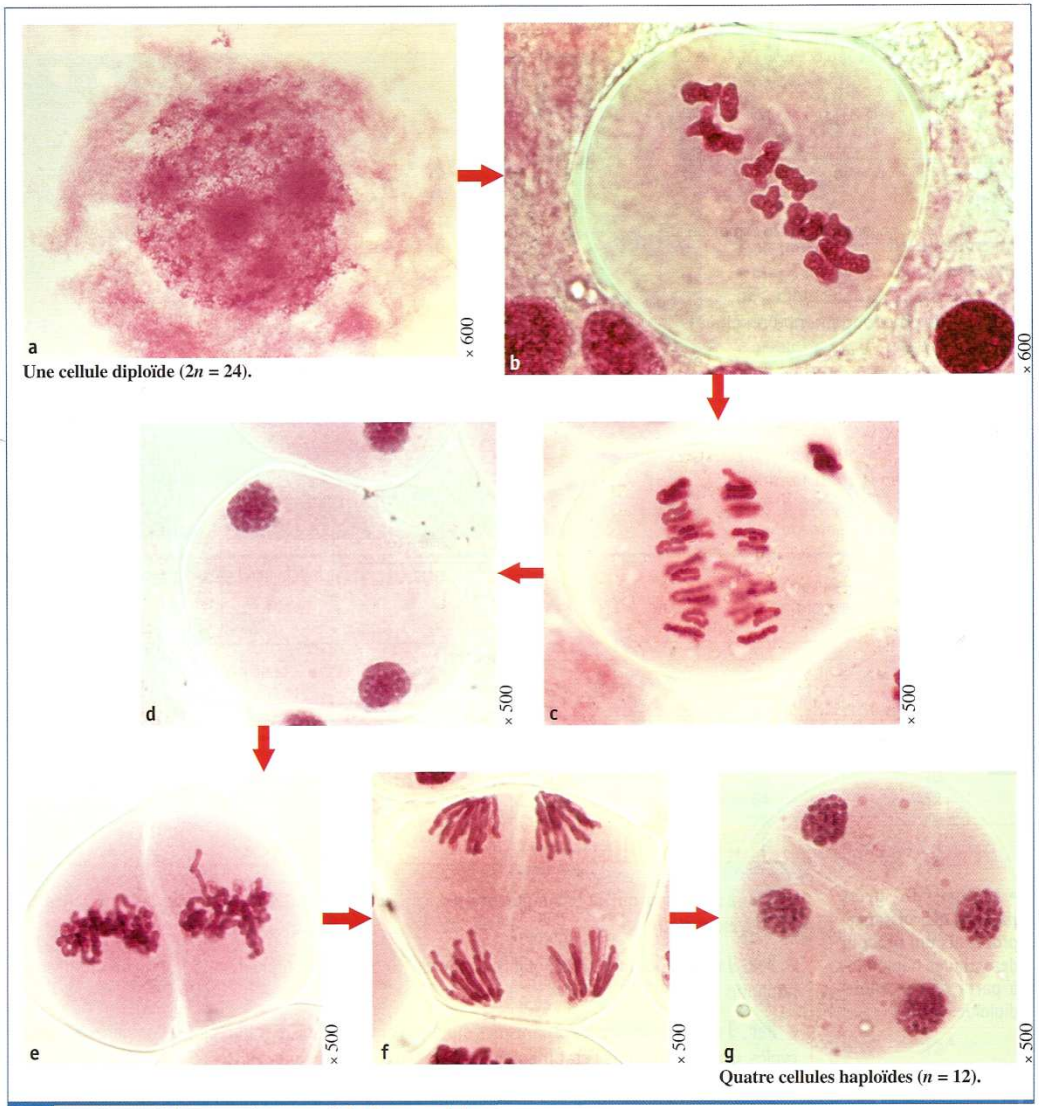
TABLEAU I. Outils et colorants permettant d'étudier les divisions cellulaires.
D'après SEGARRA *et al.* (2014).

Le mouvement des chromosomes au cours de la mitose a été décrit par W. Flemming à la fin du XIXe siècle. L'utilisation de colorants du **matériel filamenteux** que sont les chromosomes (le terme mitose étant dérivé de *mito* signifiant *filament*) a permis une description précise et le découpage en différentes phases.
Plusieurs composés et protocoles permettent de visualiser, en microscopie optique la chromatine et les chromosomes.

Réactifs	Coloration du matériel génétique
Réaction de Feulgen (HCl puis fuschine décolorée)	précipité rouge (spécifique de l'ADN)
Orcéine acétique	rouge - brun
Carmin acétique (à chaud)	rouge
Vert de méthyle acétique	vert
hématoxyline éosine	bleu violacé (acides nucléiques)
DAPI (di aminido phényl indol)	liaison spécifique aux bases A et T excitation par lumière violette (λ = 372 nm) lumière fluorescente bleue

Quelques composés permettant de visualiser le matériel génétique

*On peut aussi utiliser le **bleu de toluidine**, colorant **basique** non spécifique, qui **colore bien l'ADN**, notamment lors des divisions cellulaires.*



Déroulement de la méiose dans une cellule d'étamine de lis.

FIGURE 1. Quelques figures de méiose (Anthère de Lis / MO).
D'après LIZEAUX, BAUDE *et al.* (2008).

a. Interphase / Prophase I. b. Prophase I (diacinèse ?). c. Anaphase I. d. Télophase I / Prophase II. e. Métaphase II. f. Anaphase II. g. Télophase II / Interphase.

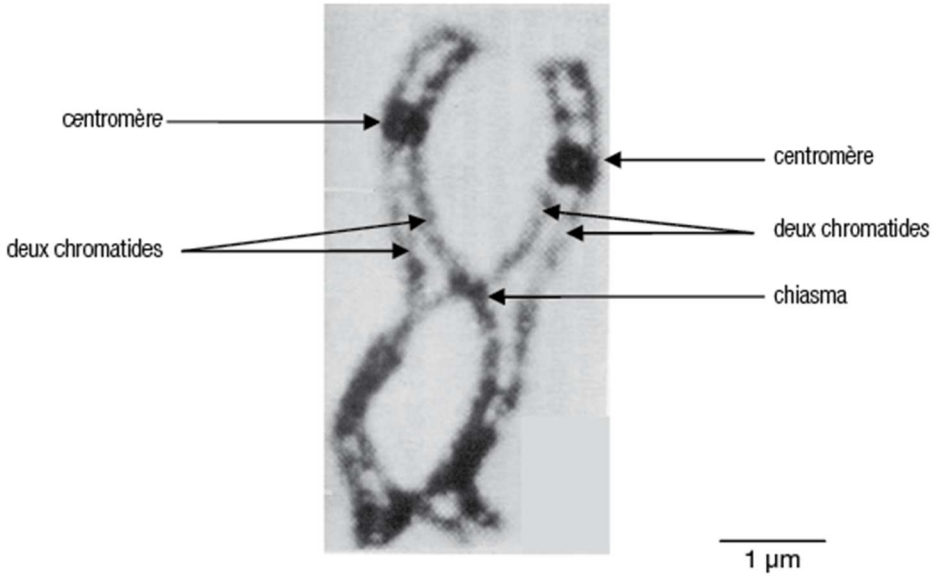


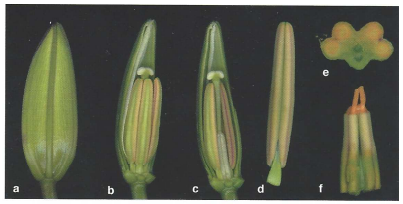
FIGURE 2. Cliché d'une tétrade (MET ?).
https://www.annabac.com/annales-bac/transmission-de-deux-caracteres-chez-la-drosophile
(janvier 2017)

Anthères de Lys : réalisation et coloration des préparations microscopiques

Prélèvement et préparation

- **Disséquez** la fleur pour recueillir les étamines.
- **Placez** une (ou deux) étamine(s) par lame.
- **Écrasez** les anthères pour en récupérer le contenu ou **incisez** et **videz** délicatement l'étamine.

(!) Pas de chauffage ni de coloration à l'HCl pour les anthères.



Dissection d'un bouton de fleur de lys.
(**a**), morphologie externe. (**b**), 3 tépales enlevés, on voit la couronne d'étamines et les stigmates qui surplombent.
(**c**), 2 étamines enlevées, le pistil apparaît dans sa totalité.
(**d**), détail d'une étamine. (**e**), coupe transversale d'une étamine.
(**f**), extraction de l'intérieur des sacs polliniques (en haut) en appuyant sur l'anthère (en bas).

D'après PRAT (2007)

Coloration (valable pour toutes les colorations)

- **Déposez** une goutte de colorant sur la préparation.
- Laissez agir 5 minutes puis écraser sous une lamelle.
- **Mettez** les gants et **épongez** le surplus de colorant à l'aide de plusieurs épaisseurs de papier filtre.

Préparation de la solution d'orcéine acétique (par le technicien)

- ✓ **Préparer** la solution colorante suivante : eau 55 ml, acide acétique 45 ml, carmin 1 g.
- ✓ **Faire chauffer** sous hotte à ébullition commençante durant 5 heures (l'utilisation d'un tube à refoulement limite les émanations gazeuses d'acide acétique et permet de limiter la perte par évaporation).
- ✓ **Filtrer**.

II. Étude de la transmission héréditaire des caractères génétiques : exercices de génétique formelle

Capacité exigible	✓ **Comprendre** la diversité allélique générée par la reproduction sexuée à travers l'étude de croisements haploïdes et/ou diploïdes.

Activité 2. Exercices de génétique formelle

Comment la reproduction sexuée impacte-t-elle la transmission héréditaire des allèles ?

Savoirs à construire	Génétique formelle

	Capacité ou attitude visée	Évaluation
Savoir-faire sollicités	Analyser, interpréter, raisonner, mettre en relation des données	
	Communiquer par un schéma	

Travail à effectuer

Exercices : **répondez** aux questions.

A. Génétique des haploïdes

1. Rappel du cycle de reproduction d'un modèle : les Ascomycètes

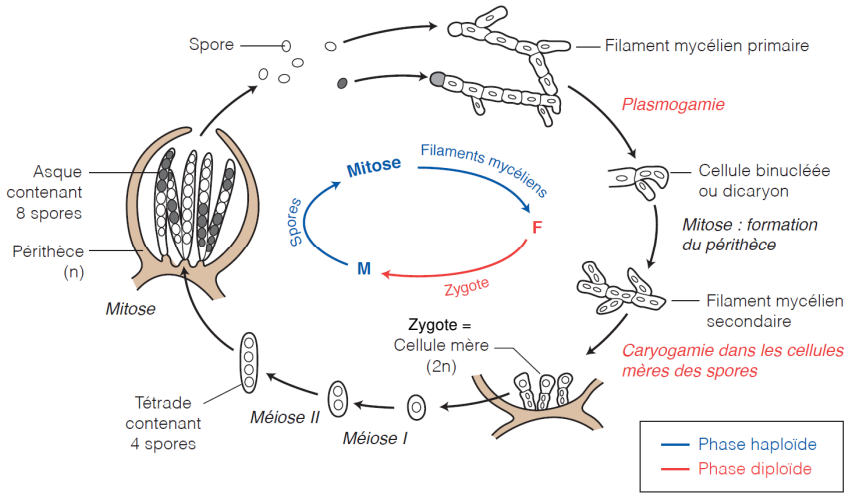


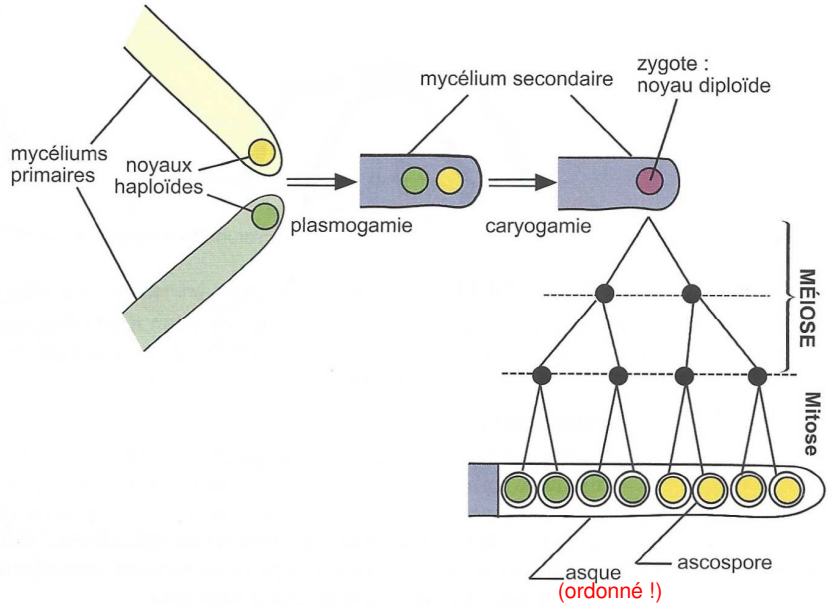
FIGURE 3. Cycle des Ascomycètes. D'après SEGARRA *et al.* (2014).

- Le **cycle** est présenté à la figure 3.

Explication (d'après SEGARRA et al., 2014) :

Le champignon se présente sous forme de **filaments mycéliens primaires** dont les cellules sont **haploïdes**. Lorsque deux filaments mycéliens complémentaires se rencontrent, la **fécondation** débute. Chez les ascomycètes (comme chez d'autres groupes de champignons), la fécondation se fait en 2 temps : 1. *plasmogamie* : fusion de deux cellules de filaments mycéliens primaires complémentaires : il se forme une cellule à deux noyaux appelée **dicaryon**. Cette cellule se divise par mitose pour former le **mycélium secondaire** ou mycélium à dicaryons. Ce mycélium se développe au sein d'une structure sporifère : le **périthèce** (photo A).
2. *caryogamie* : 2 noyaux d'une cellule terminale du mycélium secondaire fusionnent.
Cette cellule est la **cellule mère des spores** = **zygote**. La caryogamie est suivie immédiatement de la **méiose**.
Il se forme **4 spores** qui par **mitose** donneront 8 spores enfermées dans un **asque** (photo B). À maturité, les asques et le périthèce s'ouvrent permettant la libération des spores à l'origine des filaments mycéliens primaires.

On retiendra notamment (figure 3) :
- **l'absence de génération diploïde** (malgré une phase « dicaryotique ») ;
- une **méiose** qui **suit immédiatement** la **fécondation** ;
- une **mitose** qui suit immédiatement cette **méiose**, aboutissant à **huit ascospores** (figure 4) ;
- l'**expression**, dans ces ascospores, d'**un seul allèle** par gène (le seul présent !) puisque les **cellules** sont **haploïdes** ;
- le **classement vertical des ascospores** qui est directement hérité de la **méiose** selon l'ordre de leur **formation** (on parle d'**asque ordonné**) (figure 4).



Le cycle de reproduction chez un ascomycète (*Sordaria*, *Neurospora*).

FIGURE 4. Formation des ascospores. D'après PEYCRU *et al.* (2013).

2. Diversité phénotypique et génétique des asques : cas d'un seul gène

Les **ascospores** sont souvent de **couleur noire [N]** ou **blanche / jaune [J]**. On admet que ce caractère est codé par **un seul gène**, existant sous **deux allèles** : N et J.

On distingue alors (figure 5) :

- les **asques de classe I** ou **asques pré-réduits*** où ***quatre spores noires et quatre spores jaunes se succèdent***. Ils manifestent typiquement l'**absence de *crossing-over*** = il n'y a pas de recombinaison par brassage intrachromosomique (*mais attention… s'il y a plusieurs CO, on peut obtenir des asques de type I*).

La **pré-réduction désigne l'idée que **les deux allèles ont été séparés dès la méiose I (division réductionnelle)**.*

- les **asques de classe II** ou **asques post-réduits**** où ***alternent des spores noires et jaunes par groupe de deux***. Ils manifestent typiquement la **réalisation d'un *crossing-over*** = il y a **recombinaison** par brassage intrachromosomique (*mais attention… s'il y a plusieurs CO, ça ne marche plus aussi bien*).

***La **post-réduction** désigne l'idée que **les deux allèles ont été séparés après la méiose I (division réductionnelle), lors de la méiose II**.*

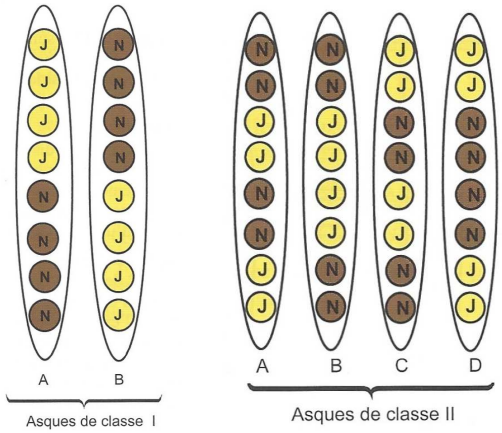


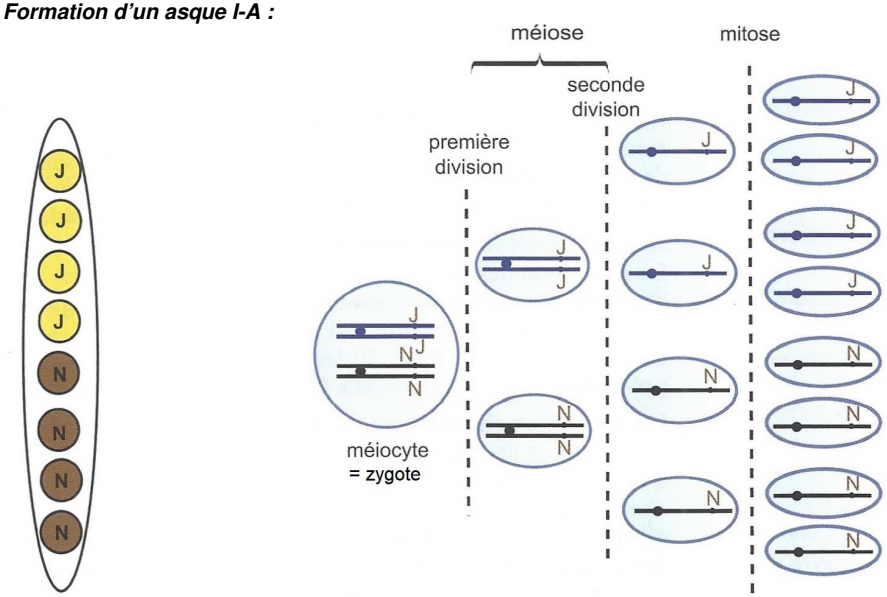
FIGURE 5. Asques pré- (classe I) et post-réduits (classe II). D'après PEYCRU *et al.* (2013).

Consigne

Proposez un scénario génétique, en **schématisant** l'équipement génétique d'un zygote (J//N) puis les résultats de la méiose I, de la méiose II et de la mitose subséquente, expliquant la **formation d'un asque IA** et d'un **asque IIC**.

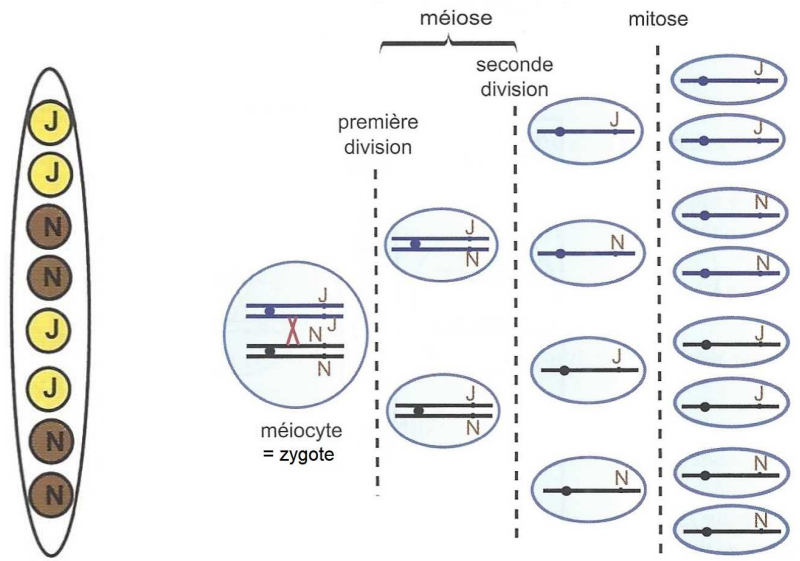
S'il y a crossing-over, vous pourrez le manifester par un X entre chromatides impliquées ou bien représenter directement le croisement des chromatides.

Formation d'un asque I-A :



D'après PEYCRU et al. (2013)

Formation d'un asque II-C :



D'après PEYCRU et al. (2013)

3. Diversité phénotypique et génétique des asques : cas de deux gènes indépendants (= non liés)

On appelle **gènes liés** ***deux gènes dont les loci sont sur le même chromosome*** et **gènes indépendants** ***deux gènes dont les loci sont situés sur des chromosomes différents***.

On s'intéresse à **deux souches de *Sordaria*** dont on examine la **couleur** et la **vitesse de croissance** ; deux **gènes indépendants** sont **considérés** :
- le **gène de coloration** et ses deux allèles N (noir) et J (jaune),
- un **gène** contrôlant la **croissance du mycélium** dont la **version sauvage** (A) code une **croissance rapide** et la **version mutée** (a) code une **croissance ralentie**.

On effectue ici le **croisement** des **deux souches** suivantes :
- une souche à spores noires et croissance lente (N, a)
- une souche à spores jaunes et croissance rapide (J, A)

On peut alors classer les **combinaisons d'ascospores** en trois types :
- les **ditypes parentaux (DP)** présentent les ***associations alléliques des parents***.
- les **ditypes recombinés (DR)** présentent des ***allèles initialement non associés, ce qui implique une recombinaison***.
- les **tétratypes (T)** présentent les ***quatre associations alléliques possibles***.

Consigne

Écrivez les génotypes présents dans chacun des trois types d'asques ainsi définis.

DP : (N, a) et (J, A)

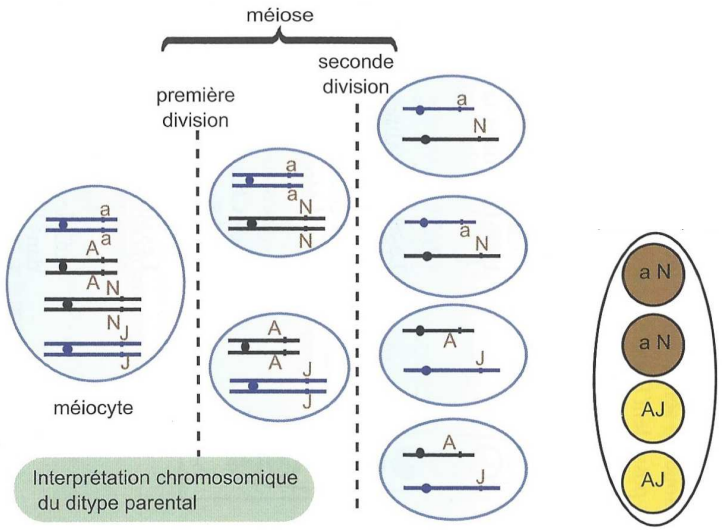
DR : (N, A) et (J, a)

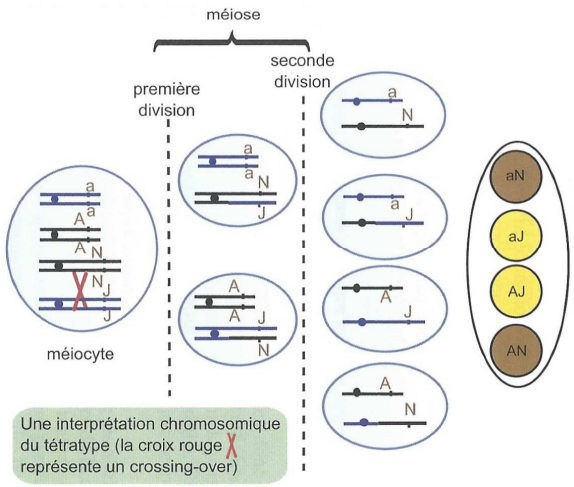
T : (N, a), (J, A), (N, A), (J, a)

Consigne

Interprétez chromosomiquement et phénotypiquement chaque type (zygote / méiose I / méiose II / mitose).

Seulement deux exemples corrigés ici (DP, T)





D'après PEYCRU *et al. (2013)*

81 asques sont ici obtenus (figure 6) :
- **10** asques **ditypes parentaux**,
- **15** asques **ditypes recombinés**,
- **56** asques **tétratypes**.

(!) Au niveau phénotypique, dans chaque asque, il y a toujours :
- **4 ascospores jaunes** et **4 ascospores noires**
- **4 ascospores** à **croissance rapide** et **4 ascospores** à **croissance lente**.

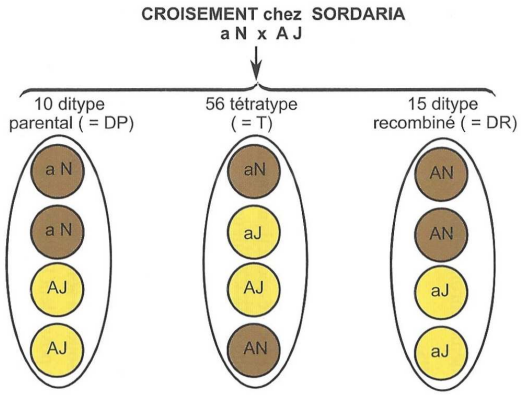


FIGURE 6. <u>Résultats des croisements</u>. D'après PEYCRU *et al.* (2013).

Consignes

1. **Démontrez** que les gènes sont indépendants.
2. **Calculez** le pourcentage de recombinaison.

[*On vous invite à trouver la formule intuitivement avant de la donner*]

1.
- Formation d'**ascospores recombinées** et **non recombinées** à **fréquences égales** (50 %)
- Formation des **4 types d'ascospores** avec des **fréquences égales** (25 %)

⇒ Gènes **indépendants**.

2.
Pourcentage de recombinaison :

Calcul

$$\text{pourcentage} = \frac{(56 \times 2) + (15 \times 4)}{(10 \times 4) + (56 \times 4) + (15 \times 4)}$$

Formule générale

$$\text{pourcentage} = \frac{1/2\ T + DR}{DP + T + DR}$$

D'après PEYCRU et al. (2013)

4. Diversité génétique chez une 'algue' unicellulaire (*Chlamydomonas*) : cas de deux gènes liés

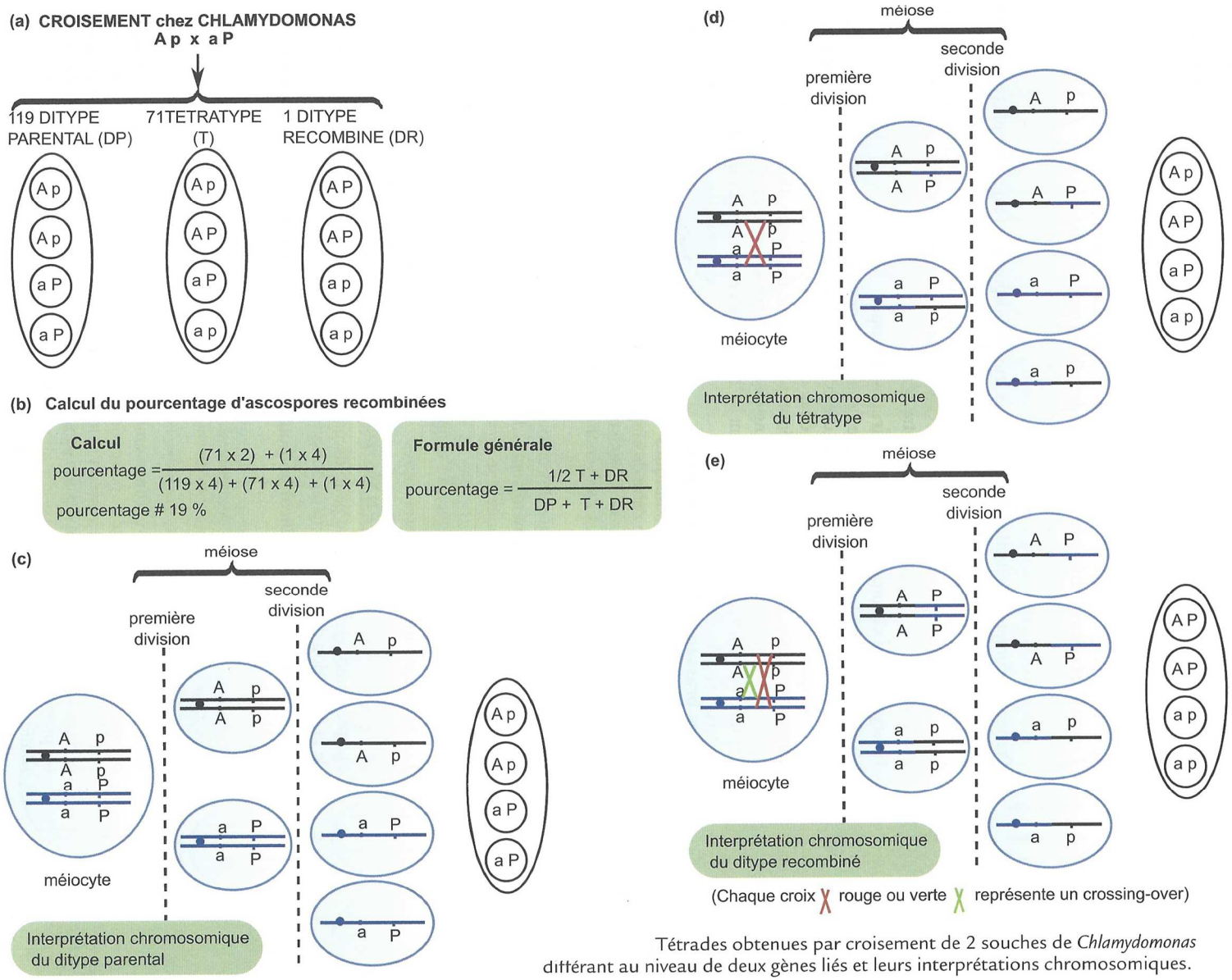


FIGURE 7. Résultats du croisement entre 2 souches de *Chlamydomonas* pour 2 gènes liés. D'après PEYCRU *et al.* (2013).
Chlamydomonas présente aussi un cycle où la **méiose** suit **immédiatement** la **fécondation** ; il en résulte une **tétrade** de **4 méiospores**.

B. Génétique des diploïdes

Pour information

On appelle ***test-cross*** ou **croisement-test** le ***croisement d'un individu (dont on veut déterminer le génotype) avec un homozygote récessif***.

On appelle ***back-cross*** ou **rétro-croisement** le ***croisement d'un individu de première génération (dit F1) avec un individu parental homozygote (ou de même génotype qu'un parent)***.

Les trois exercices proposés dans cette partie sont adaptés d'énoncés (modifiés) d'Annales du ***Baccalauréat scientifique français*** *(épreuve de* ***Sciences de la Vie et de la Terre****).*

1. Exercice : Deux croisements chez la Drosophile

D'après SVT, Bac S, session 2007 (Amérique du Sud)

On réalise deux croisements sur la Drosophile. Chaque caractère étudié est codé par un seul gène. Les résultats sont donnés dans le tableau I.

TABLEAU I. Résultats de deux croisements chez la Drosophile.
D'après BERGERON & HERVÉ (2009).

Croisement	Mouches parentes	Descendance
①	Drosophiles homozygotes au corps gris et aux ailes normales. X Drosophiles homozygotes au corps noir et aux ailes vestigiales.	170 drosophiles au corps gris et aux ailes normales.
②	Drosophiles issues du premier croisement X Drosophiles au corps noir et aux ailes vestigiales.	• 78 drosophiles au corps gris et aux ailes normales ; • 71 drosophiles au corps noir et aux ailes vestigiales ; • 7 drosophiles au corps gris et aux ailes vestigiales ; • 9 drosophiles au corps noir et aux ailes normales.

Consignes

À partir des données proposées :
- **déterminez** le génotype des descendants F1.
- **déterminez**, pour chaque gène, les relations de dominance et de récessivité.
- **déterminez** le génotype des descendants F2.
- **justifiez** si les gènes sont liés ou indépendants.

Éléments de réponse

On admet que la différence phénotypique entre les parents est due à un seul gène pour chaque caractère (couleur du corps, longueur des ailes).

Croisement 1 : les parents étant homozygotes, ils ont pour génotypes : **n^+n^+, vg^+vg^+** pour le premier à corps gris [n^+] et ailes normales [vg^+] et **nn, vgvg** pour le second à corps noir [n] et ailes vestigiales [vg].
Le génotype de la **descendance homogène (F1)** est donc : **n^+n, vg^+vg**. Le phénotype de ces F1 étant : corps gris, ailes normales, n^+ et vg^+ sont des allèles dominants et n et vg des allèles récessifs.

Remarque. *À ce stade, on ne peut écrire les génotypes sous forme de fractions car on ne sait pas si les gènes concernés sont liés ou non.*

Croisement 2 : les drosophiles F1 étant croisées avec des individus doubles récessifs, il s'agit donc d'un ***back-cross***. Puisque les mouches présentant les deux phénotypes récessifs ne produisent que des gamètes n, vg, les phénotypes de la descendance traduisent donc les génotypes et les proportions des gamètes produits par les mouches F1, soit :

$n^+, vg^+ = 47{,}3$ % $n^+, vg = 4{,}2$ % $n, vg = 43$ % $n, vg^+ = 5{,}5$ %

Puisque les individus F1 ont produit quatre types de gamètes en quantités inégales, cela signifie que les **deux gènes en jeu sont situés sur le même chromosome**.
Le génotype des F1 peut alors s'écrire : n^+vg^+ / nvg (ou n^+vg^+ // nvg).

D'après BERGERON & HERVÉ (2009), légèrement modifié

2. Exercice : Brassage génétique chez la Souris

D'après SVT, Bac S, session 2013 (Polynésie française)

Chez la souris, comme chez tous les organismes à reproduction sexuée, la diversité génétique s'explique par le brassage génétique ayant lieu lors de la reproduction sexuée. On considère ici 4 caractères phénotypiques de la souris (appelés A, B, F et D) ; des croisements sont réalisés pour mettre en évidence ce brassage.

Deux étudiants analysent ces croisements. Ils s'accordent sur le fait qu'il y a bien eu brassage génétique entre deux gènes lors de ces deux croisements, mais leurs avis diffèrent concernant les mécanismes mis en jeu pour ce brassage. Le premier étudiant affirme qu'il y a eu, à chaque fois, uniquement un brassage interchromosomique, l'autre affirme qu'un brassage intrachromosomique a eu lieu, en plus, dans l'un des croisements.

▸ **Exploitez les résultats expérimentaux proposés dans le document afin de :**
– justifier le fait qu'il y a bien eu brassage génétique dans les deux croisements ;
– préciser quel étudiant a finalement raison, en argumentant la réponse.

Aucun schéma explicatif n'est attendu.

DOCUMENT

Résultats des deux croisements-tests réalisés entre un individu F1 hétérozygote et un parent double récessif

Phénotype des parents	Allèles de chaque gène	Résultats (nombre d'individus par phénotype)
Croisement 1 F1 [AB] X Parent double récessif [ab]	Gène A : allèle A dominant et allèle a récessif Gène B : allèle B dominant et allèle b récessif	442 AB 437 ab 64 Ab 59 aB
Croisement 2 F1 [FD] X Parent double récessif [fd]	Gène F : allèle F dominant et allèle f récessif Gène D : allèle D dominant et allèle d récessif	492 FD 509 fd 515 Fd 487 fD

Source : BERGERON & HERVÉ (2013)

Éléments de réponse

LES CLÉS DU SUJET

■ Comprendre le sujet

• Repérer que les croisements proposés sont des *test-cross* puis des *back-cross*) qui permettent de connaître à la fois **qualitativement** et **quantitativement** les types de gamètes produits par les hétérozygotes F1.

• Pour que l'on puisse parler de brassage génique, il faut que l'hétérozygote F1 produise des gamètes possédant une association d'allèles des deux gènes **différente** de celles qu'il a reçue de chacun de ses parents. Ces gamètes doivent donc posséder un allèle d'un gène provenant d'un parent et un allèle de l'autre gène issu de l'autre parent.

• Ce sont les pourcentages de chaque type de gamète produit par le F1 qui permettent de préciser le type de brassage génétique en jeu.

■ Mobiliser ses connaissances

Au cours de la méiose, des échanges de fragments de chromatides (*crossing-over* ou enjambement) se produisent entre chromosomes homologues d'une même paire. Les chromosomes ainsi remaniés subissent un brassage interchromosomique résultant de la migration aléatoire des chromosomes homologues lors de la première division de la méiose.

CORRIGÉ

A. Réalité du brassage génique

1. Exploitation des résultats du premier croisement

• Les individus F1 sont issus d'un croisement entre deux souris de lignée pure car il y a uniformité de la génération F1 : l'un des parents avait le génotype aa,bb et l'autre le génotype AA,BB. Les F1 avaient donc pour génotype Aa,Bb puisque l'un des parents produit 100 % de gamètes ab et l'autre 100 % de gamètes AB.

• Les souris F1 étant croisées avec des individus doubles récessifs, il s'agit d'un rétrocroisement (*back-cross*)). Puisque les souris présentant les deux phénotypes récessifs ne produisent que des gamètes ab, les phénotypes de la descendance traduisent donc les génotypes des gamètes produits par les mouches F1, soit : AB, ab, aB et Ab.

La souris F1 a donc produit deux types de gamètes, Ab et aB qui possède une association des allèles des deux gènes différente de celle des gamètes reçus des parents (gamètes parentaux).

Les gamètes recombinés sont le témoignage d'un brassage génique.

2. Exploitation des résultats du deuxième croisement

Un raisonnement analogue au précédent conduit à dire que les individus F1 de génotype Ff,Dd ont également produit des gamètes recombinés Fd et fD qui témoignent d'un brassage génique pour les deux gènes considérés.

Il y a bien eu brassage génétique (génique) lors les deux croisements.

B. Jugement des affirmations des deux étudiants

• Pour évaluer l'exactitude des deux affirmations, il est nécessaire de prendre en compte les quantités relatives de gamètes produits dans les deux croisements tests.

• Dans le premier croisement, les gamètes parentaux (AB et ab) représentent environ 88 % du nombre de gamètes totaux alors que les gamètes recombinés ne représentent que 12 %. Cette inégalité entre le nombre de gamètes parentaux et le nombre de gamètes recombinés ne peut s'expliquer par le seul brassage interchromosomique et implique donc l'intervention d'un brassage génique intrachromosomique.

• Dans le deuxième croisement, au contraire, l'individu F1 a produit autant de gamètes recombinés que de gamètes parentaux ce qui s'explique simplement par un brassage interchromosomique

C'est donc le deuxième étudiant qui a raison.

Remarque : *la réponse du deuxième étudiant n'est pas totalement exacte car il suggère l'intervention du brassage interchromosomique dans les deux cas alors qu'on ne peut le mettre en évidence dans le premier croisement. En effet, les gènes A et B étant liés, le croisement ne fait intervenir qu'une seule paire de chromosomes alors que pour démontrer l'existence d'un brassage interchromosomique il faut qu'au moins deux paires de chromosomes soient concernées.*

D'après BERGERON & HERVÉ *(2013), légèrement modifié*

3. Exercice : Genèse de diversité génétique chez la Drosophile

Sujet inédit (Annabac)

▸ Tous les descendants d'un couple sont différents des parents et différents les uns des autres. À partir des informations extraites des documents, interprétées à l'aide de vos connaissances, précisez les mécanismes créateurs de la diversité génétique révélée par la descendance du deuxième croisement.

Aucun schéma sur le comportement des chromosomes au cours de la méiose n'est demandé.

DOCUMENT 1

On a croisé des drosophiles de race pure, les unes aux ailes longues et au corps gris, les autres aux ailes vestigiales et au corps ébène. Les mouches F1 ont toutes les ailes longues et le corps gris. On a démontré que les deux lignées diffèrent pour chaque caractère par un seul gène.

DOCUMENT 2

On a croisé les hybrides F1 entre eux et, dans la descendance de ces croisements, on a obtenu :
– 33 drosophiles aux ailes vestigiales et au corps ébène,
– 100 drosophiles aux ailes vestigiales et au corps gris,
– 97 drosophiles aux ailes longues et au corps ébène,
– 300 drosophiles aux ailes longues et au corps gris.

Source : BERGERON & HERVÉ *(2013), corrigé*

Éléments de réponse

LES CLÉS DU SUJET

Comprendre le sujet

• Pour découvrir les mécanismes génétiques en jeu, il faut calculer les proportions (au pourcentage) des différents phénotypes de la descendance du deuxième croisement.

• Pour interpréter ces proportions, il faut alors faire une hypothèse sur la localisation chromosomique des deux gènes en cause. L'hypothèse qui permet de prévoir qualitativement et **quantitativement** la descendance d'un croisement entre hybrides F1 est celle où les deux gènes sont situés sur deux chromosomes différents.

• Il faut alors voir si les résultats réellement obtenus sont conformes à ceux prévus d'après l'hypothèse.

Mobiliser ses connaissances

• Le brassage interchromosomique est dû à la migration indépendante des chromosomes homologues de chaque paire lors de l'anaphase de la première division. La variabilité génétique est accrue par la réunion au hasard des gamètes lors de la fécondation.

• Lorsque deux gènes sont situés sur deux chromosomes différents, l'hybride F1 produit quatre sortes de gamètes en quantités égales.

• Lorsque deux gènes sont situés sur le même chromosome, l'hybride produit quatre sortes de gamètes en quantités inégales.

CORRIGÉ

La diversité phénotypique qualitative de la génération F2

• On part de deux souches parentales de lignée pure, donc de deux phénotypes et de deux génotypes.

• Désignons par vg l'allèle « ailes vestigiales » et par vg+ l'allèle « ailes longues » ; e désigne l'allèle « ébène » du gène intervenant dans la couleur du corps et e+ l'allèle « corps gris ».

• Utilisons le même symbolisme pour désigner les phénotypes. La génération F2 est constituée de 4 phénotypes : [vg+ e+] ; [vg+ e] ; [vg e+] ; [vg e].

Deux des phénotypes [vg+ e] et [vg e+] présentent une nouvelle association des caractères présents dans les lignées parentales. Ce sont des phénotypes recombinés, qui témoignent de la diversité phénotypique engendrée par la reproduction sexuée. Pour identifier les mécanismes créateurs de cette diversité, il faut quantifier les proportions des quatre phénotypes de la génération F2.

Les proportions des différents phénotypes en F2

• La F1 est homogène et le phénotype de cette génération F1 indique que les phénotypes « ailes longues » et « corps gris » sont dominants et les phénotypes « ailes vestigiales » et « corps ébène » récessifs.

• La génération F2, résultat du croisement entre F1, n'est pas homogène : elle est constituée de 4 phénotypes en proportions différentes.

• Le phénotype le moins fréquent est celui où les mouches possèdent les deux phénotypes récessifs : « ailes vestigiales » et « corps ébène » (33 mouches). On constate que les mouches possédant un phénotype dominant et un phénotype récessif sont approximativement trois fois plus nombreuses que les mouches ayant les deux phénotypes récessifs (100 et 97 contre 33).

> Un phénotype peut avoir un sens étroit ou un sens large. Au sens étroit, il se rapporte à un seul caractère (par exemple, phénotype « ailes vestigiales ») ; au sens large (le plus commun), il concerne un ou plusieurs caractères (phénotype « ailes longues » et « corps gris »). Ce corrigé fait appel à ces deux définitions du phénotype.

Les mouches de la F2 présentant les deux phénotypes dominants (« ailes longues », « corps gris ») sont les plus nombreuses, approximativement neuf fois plus nombreuses que les mouches aux deux phénotypes récessifs (300 contre 33).

> Pour quantifier les phénotypes de la F2, la technique choisie dans le corrigé consiste à partir du phénotype le moins répandu et à rechercher des rapports simples avec les autres phénotypes. On pourrait aussi calculer les pourcentages des quatre phénotypes et arriver à partir d'eux aux proportions 9-3-3-1.

La génération F2 est donc constituée par 9/16 de *Drosophilis* [vg+ e+], 3/16 [vg+ e], 3/16 [vg e+] et 1/16 [vg e].

L'hypothèse « gènes sur deux chromosomes différents » est-elle compatible avec les proportions des phénotypes en F2 ?

• Si les gènes sont sur deux chromosomes différents, les génotypes des deux souches parentales peuvent s'écrire : vg+//vg+, e+//e+ et vg//vg, e//e.

Les F1 ont donc pour génotype vg+//vg ; e+//e.

• Puisque les deux gènes sont sur deux chromosomes différents, et du fait du comportement indépendant des paires de chromosomes en métaphase-anaphase de la première division de la méiose, chaque F1 produit 4 sortes de gamètes en quantités égales : vg+ e+ ; vg+ e, vg e+ et vg e. Au cours de la

fécondation, la rencontre des gamètes s'effectue au hasard, ce qui permet de construire l'échiquier prévisionnel de la génération F2.

Tableau de la génération F2

Spermatozoïdes / Ovules	1/4 vg+ e+	1/4 vg+ e	1/4 vg e+	1/4 vg e
1/4 vg+ e+	vg+//vg+, e+//e+ **[vg+ e+]**	vg+//vg+, e+//e **[vg+ e+]**	vg+//vg, e+//e+ **[vg+ e+]**	vg+//vg, e+//e **[vg+ e+]**
1/4 vg+ e	vg+//vg+, e+//e **[vg+ e+]**	vg+//vg+, e//e [vg+ e]	vg+//vg, e+//e **[vg+ e+]**	vg+//vg, e//e [vg+ e]
1/4 vg e+	vg+//vg, e+//e+ **[vg+ e+]**	vg+//vg, e+//e **[vg+ e+]**	vg//vg, e+//e+ [vg e+]	vg//vg, e+//e [vg e+]
1/4 vg e	vg+//vg, e+//e **[vg+ e+]**	vg+//vg, e//e [vg+ e]	vg//vg, e+//e [vg e+]	vg//vg, e//e **[vg e]**

• Chaque case correspond à une probabilité de 1/16. D'après l'hypothèse de deux gènes situés sur deux chromosomes différents, on doit donc obtenir 9/16 de [vg+ e+], 3/16 de [vg+ e], 3/16 de [vg e+] et 1/16 de [vg e]. Cela est en accord avec les proportions obtenues dans la génération F2. Les résultats valident l'hypothèse émise.

Remarquer l'importance de bien indiquer les proportions des gamètes dans l'échiquier de croisement. Si les deux gènes étaient situés sur le même chromosome, les hybrides F1 auraient aussi produit 4 sortes de gamètes (brassage intrachromosomique), mais en quantité inégale (sans qu'on puisse d'ailleurs les quantifier *a priori*). On n'aurait pas obtenu les proportions 9-3-3-1. Donc, si dans une génération F2 les résultats s'écartent nettement des proportions 9-3-3-1, cela signifie que les deux gènes sont sur le même chromosome.

Bilan : les mécanismes créateurs de diversité génétique

Si on examine le tableau prévisionnel de la génération F2, on découvre qu'il y a 9 génotypes, alors qu'au départ il n'y en avait que deux. En deux générations, et en ne considérant que deux gènes, on voit que la reproduction sexuée a considérablement accru la diversité des génotypes.

Les deux mécanismes en jeu dans cet exemple sont :

– le comportement indépendant des paires de chromosomes à la métaphase-anaphase de la première division de la méiose, à l'origine de la diversité génétique des gamètes (brassage interchromosomique) ;

– la rencontre au hasard des gamètes au cours de la fécondation.

D'après BERGERON & HERVÉ *(2013)*

III. Génétique des populations

Capacité exigible	✓ Loi de HARDY-WEINBERG (pour deux allèles) et discussion de son champ de validité (migration, mutation, sélection, dérive et choix d'appariement).

Activité 3. Exercices de génétique des populations

Comment la reproduction sexuée et les forces évolutives impactent-elles la transmission héréditaire des allèles dans les populations ?

Savoirs à construire	Génétique des populations	
Savoir-faire sollicité	Capacité ou attitude visée	Évaluation
	Analyser, interpréter, raisonner, mettre en relation des données	

A. Exercice 1 : Fréquence allélique et résistance aux insecticides

D'après DUBUFFET *et al. (2006)*

Chez le moustique, il existe un gène de résistance aux insecticides correspondant à la modification de la cible de certains composés toxiques: l'acétylcholinestérase. Le gène codant pour cette enzyme, dont l'allèle sauvage est Ace^S, a en effet subi une mutation ponctuelle et possède un nouvel allèle Ace^R. Cet allèle code pour une enzyme moins sensible à l'action de l'insecticide. *[Cette enzyme a pour rôle de relarguer le médiateur acétylcholine dans l'espace inter-synaptique après le passage d'un influx nerveux. Si elle est inhibée, l'influx nerveux circule en continu et l'insecte meurt].*

La mise au point d'un test biochimique de l'activité acétylcholinestérase permet de distinguer les trois génotypes possibles. Par exemple, dans une population de Camargue, on a trouvé 220 Ace^S/Ace^S 130 Ace^S/Ace^R et 66 Ace^R/Ace^R.

a) Calculer les fréquences alléliques à ce locus.

b) Les moustiques Ace^R/Ace^S meurent pour une même dose d'insecticide que les Ace^S/Ace^S. Que pouvez-vous en conclure sur le caractère "dominant-récessif" d'un allèle ?

Éléments de réponse

a) Calculer les fréquences alléliques à ce locus.

a) Autant de phénotypes que de génotypes donc les allèles Ace^R et Ace^S sont considérés codominants du point de vue biochimique, et leur fréquence est ainsi directement calculables

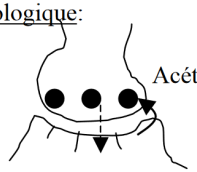
$$f(\mathbf{Ace^R}) = \frac{2\times66+130}{2\times416}=0{,}685$$

$$f(\mathbf{Ace^S}) = 1 - 0{,}685 = 0{,}315$$

b) Les moustiques Ace^R/Ace^S meurent pour une même dose d'insecticide que les Ace^S/Ace^S. Que pouvez-vous en conclure sur le caractère "dominant-récessif" d'un allèle

b) phénotype des ind Ace^R/Ace^S = phénotype des ind Ace^S/Ace^S (sensibilité aux insecticides) donc $Ace^S > Ace^R$ du point de vue biologique. ➔ **le caractère de dominance dépend complètement de l'observateur et de la technique utilisée**.

explication biologique:



Acétylcholine relarguée par l'acétylcholinesterase

Insecticide bloque ce relarguage

- **Ace^R** : modification de la cible (acétylcholinesterase) ➔ acétylcholinesterase « résistante » ➔ l'insecticide est inefficace sur ce type d'enzyme
- **Ace^S** : acétylcholinesterase sensible à l'insecticide

Ace^S / Ace^S : toutes les acétylcholinesterases du moustique sont touchées par l'insecticide ➔ mort du moustique

Ace^R / Ace^R : acétylcholinesterases « résistantes ». pas de blocage. Acétylcholine correctement relarguée. Moustique résiste

Ace^R / Ace^S : mort du moustique car pas suffisamment d'enzyme active.

D'après DUBUFFET et al. (2006)

B. Exercice 2 : Équilibre de HARDY-WEINBERG

D'après DUBUFFET et al. (2006)

On étudie une population où les fréquences génotypiques pour un locus diallélique sont à la génération *n* de 0,1; 0,4; 0,5 chez les femmes et de 0,7; 0,2; 0,1 chez les hommes. Calculez les fréquences alléliques à ce locus après deux générations de panmixie (c'est à dire à n+2).

Éléments de réponse

	AA	Aa	aa
♀	0,1	0,4	0,5
♂	0,7	0,2	0,1

(ou AA AB BB car on ne sait pas si il y a dominance)

Calcul des fréquences dans les gamètes à la génération *n*

$$p♀ = \frac{(2\times0{,}1)+0{,}4}{2} = 0{,}3 \qquad q♀ = 1\text{-}0{,}35 = 0{,}7$$

$$p♂ \ \frac{(2\times0{,}7)+0{,}2}{2} = 0{,}8 \qquad q♂ = 1\text{-}0{,}8 = 0{,}2$$

Fréquences génotypiques à la génération *n+1*

AA	Aa	aa
p♀ × p♂	p♀×q♂ + p♂×q♀	q♀ × q♂
0,24	0,06 + 0,56	0,14
	0,62	

Calcul des fréquences dans les gamètes à la génération *n+1*

$$p_{n+1} = \frac{(2\times0{,}24)+0{,}62}{2} = 0{,}55$$

$$q_{n+1} = \frac{(2\times0{,}14)+0{,}62}{2} = 0{,}45$$

➔ 1ere génération, égalisation des fréquences ♂ - ♀

Fréquences génotypiques à la génération *n+2*

AA	Aa	aa
p_{n+1}^2	$2 \times p_{n+1} \times q_{n+1}$	q_{n+1}^2
0,3025	0,495	0,2025

Calcul des fréquences dans les gamètes à la génération *n+2*

$$p_{n+2} = \frac{(2\times0{,}3025)+0{,}495}{2} = 0{,}55$$

$$q_{n+2} = \frac{(2\times0{,}2025)+0{,}495}{2} = 0{,}45$$

➔ A la 2e génération, l'équilibre d'HW est atteint (les fréquences ne varient plus)

D'après DUBUFFET *et al. (2006)*

C. Exercice 3 : Effet des régimes de reproduction (exemple de l'autoincompatibilité favorisant l'hétérogamie)

D'après DUBUFFET *et al. (2006)*

Il existe chez le trèfle un système dit "d'**auto incompatibilité**". Ce système, déterminé génétiquement par un seul locus, interdit à un grain de pollen de féconder une plante possédant un allèle de ce gène identique à celui qu'il porte. Par exemple, une plante ayant en ce locus les allèles S1 et S3 ne peut recevoir de pollen fécondant contenant l'allèle S1 ou l'allèle S3.

a) expliquer en quoi ce système influe sur le régime de reproduction. Quelle est la proportion d'hétérozygotes au locus a ? aux autres loci ?

b) combien d'allèles, au moins, doit contenir la population ?

c) Dans une population où existent trois allèles S1, S2, S3, apparaît par mutation un nouvel allèle S4 ayant exactement les mêmes propriétés que les autres. Intuitivement, quel va être le devenir de l'allèle S4 ? Combien d'allèles d' auto-incompatibilité une population de trèfle possède-t-elle à votre avis ?

Éléments de réponse

a) Ce système interdit l'autofécondation et agit donc sur la structure génotypique de l'ensemble des loci. La proportion d'hétérozygotes au locus a est ainsi de 100%

Aux autres loci, la proportion d'hétérozygotes est quelconque, sauf aux loci en déséquilibre d'association avec le locus d'autoincompatibilité

NB: homogamie/hétérogamie n'agissent que sur le caractère concernant (contrairement à consanguinité)

b) Au minimum 3 allèles ≠

c) a4 intuitivement ↗ rapidement puis lentement en fr ➔ fr = 1/n soit ¼ (où n=nb d'allèles)

3 allèles ➔ 3 génotypes : (soit x,y,z, fréquences de GENOTYPES): S_1S_2 S_1S_3 S_2S_3

♂ \ ♀	S_1S_2 $\mathbf{x_n}$	S_1S_3 $\mathbf{y_n}$	S_2S_3 $\mathbf{z_n}$
S_1	×	×	S_1S_2 **1/2** S_1S_3 **1/2**
S_2	×	S_1S_2 **1/2** S_2S_3 **1/2**	×
S_3	S_1S_3 **1/2** S_2S_3 **1/2**	×	×

Donc $f(S_1S_2)_{n+1} = \mathbf{x_{n+1}} = y_n/2 + z_n/2 = (y_n+z_n)/2$

$f(S_1S_3)_{n+1} = \mathbf{y_{n+1}} = x_n/2 + z_n/2 = (z_n+y_n)/2$

$f(S_2S_3)_{n+1} = \mathbf{z_{n+1}} = x_n/2 + y_n/2 = (z_n+y_n)/2$

A l'équilibre, $\Delta x = 0$ $\Leftrightarrow$ $\mathbf{x_{n+1} - x_n} = 0$ $\Leftrightarrow$ $(y_n+z_n)/2 - x_n = 0$

$\Leftrightarrow$ $(1- x_n)/2 - x_n = 0$ $\Leftrightarrow$ $½ = 2/2x_n + 1/2\ x_n$

$\Leftrightarrow$ $½ = 3/2\ x_n$ ➔ $x_n = 1/3$

➔ on a donc p = q = r = 1/3

a4 va ↗ en fréquence jusqu'à ¼ = avantage du rare !!! (en sélection)

une population de trèfle possède autant d'allèles à ce locus qu'il en est apparu par mutation (soit + de 300 actuellement)

D'après DUBUFFET *et al. (2006)*

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).

BERGERON, J. & J.-C. HERVÉ (2009). *Annabac. Sujets et corrigés 2010. Sciences de la Vie et de la Terre S.* Hatier, Paris.

BERGERON, J. & J.-C. HERVÉ (2013). *Annabac. Sujets et corrigés 2014. Sciences de la Vie et de la Terre S.* Hatier, Paris.

BERNARD, J.-J., J. BESSON, S. FUMAT, H. LE GUYADER & B. MARTY (1992). *Génétique. **1**. Les premières bases.* Hachette, Paris.

BERNARD, J.-J., S. FUMAT, B. MARTY & P. PEYCRU (1993). *Génétique. **2**. Des caractères aux gènes.* Hachette, Paris.

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.

CALLEN, J.-C. (2005). *Biologie cellulaire. Des molécules aux organismes.* Dunod, Paris, 2e édition (1e édition 1999).

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).

DAUTEL, O. (dir.), A. PROUST, M. ALGRAIN, C. BORDI, A. HELME-GUIZON, F. SAINTPIERRE, M. VABRE & C. BOGGIO (2017). *Biologie Géologie BCPST 1re année.* Vuibert, 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.

DUBUFFET, A., M. POIRIÉ, F. DEDEINE & G. PERIQUET (2006). *Travaux dirigés de génétique des populations. Niveau L2-L3.* Université F. Rabelais, Tours – Université de Nice. http://genet.univ-tours.fr/gen001700_fichiers/EXOS%20GENETIQUE%20DES%20POP.pdf (consulté en janvier 2018)

ELROD, S. & W. STANSFIELD (2003). *Génétique.* « Schaum's », ÉdiScience (Dunod), Paris, 4e édition, 490 pages.

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

HARRY, M. (2008). *Génétique moléculaire et évolutive.* Maloine, Paris, 2e édition (1e édition 2001).

HARTL, D. L. & E. W. JONES (2003). *Génétique. Les grands principes.* Traduction E. DEQUIER, S. DUHARCOURT, D. JUTIER, A. LE ROUZIC, G. PAHLAVAN & N. SERRANO. Dunod, Paris, 3e édition.

HENRY, J.-P. & P.-H. GOUYON (1998). *Précis de génétique des populations.* Masson (réimpression Dunod), Paris.

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

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

LIZEAUX, BAUDE *et al.* (2008). *Terminale S SVT (tronc commun).* Bordas, Paris.

LIZEAUX, BAUDE *et al.* (2012). *Terminale S SVT (tronc commun).* Bordas, Paris.

MEYER, S., C. REEB & R. BOSDEVEIX (2008). *Botanique. Biologie et physiologie végétales.* Maloine, Paris, 2e édition (1e édition 2004).

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.

PETIT, J.-M. & R. JULIEN (2007). *Mini-manuel de Génétique.* Dunod, 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).
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 (2018). *Biologie tout-en-un BCPST 2e année*. Dunod, Paris, 3e édition (1e édition 2007).
PIERCE, B. A. (2012). *L'essentiel de la génétique*. De Boeck, Bruxelles (B).
POULIZAC, J.-A. (1999). *La variabilité génétique*. Ellipses, Paris.
PRAT, R. (2007). *Expérimentation en biologie et physiologie végétales. Trois cents manipulations*. Hermann, Paris. Quæ, Versailles.
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).
SAINTPIERRE, F., C. BORDI (dir.), M. ALGRAIN, Y. KRAUSS, I. MOLLIÈRE & H. CLAUCE (2017). *Mémento Biologie BCPST 1re et 2e années*. Vuibert, Paris.
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 micrographique et électronographique de la méiose 1

II. Étude de la transmission héréditaire des caractères génétiques : exercices de génétique formelle 3
A. Génétique des haploïdes 3
1. Rappel du cycle de reproduction d'un modèle : les Ascomycètes 3
2. Diversité phénotypique et génétique des asques : cas d'un seul gène 4
3. Diversité phénotypique et génétique des asques : cas de deux gènes indépendants (= non liés) 5
4. Diversité génétique chez une 'algue' unicellulaire (*Chlamydomonas*) : cas de deux gènes liés 7

B. Génétique des diploïdes 8
1. Exercice : Deux croisements chez la Drosophile 8
2. Exercice : Brassage génétique chez la Souris 9
3. Exercice : Genèse de diversité génétique chez la Drosophile 10

III. Génétique des populations 12
A. Exercice 1 : Fréquence allélique et résistance aux insecticides 12
B. Exercice 2 : Équilibre de HARDY-WEINBERG 13
C. Exercice 3 : Effet des régimes de reproduction (exemple de l'autoincompatibilité favorisant l'hétérogamie) 14

Références 15
Plan du TP 16

© 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 septembre 2018 • Dernière actualisation : septembre 2019.
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.