

Page de couverture

Rq

il faudra numéroter vos pages (et < 8 !)
je le fais sur cette version juste pour
faire des renvois à des pages précises
dans mes Rq.

Albane de Garidel
Ines Gauderin
My-Anh Nguyen

Cycles et Boucles

Le cycle de reproduction de la paramécie

Sommaire

Sommaire

Introduction

Comment les paramètres du milieu, biotiques et abiotiques, influencent-ils le cycle de reproduction asexuée et dans quelle mesure ces influences s'inscrivent-elles dans des boucles de rétroaction régulant la dynamique de population ?

I- Préliminaires: étude la paramécie et mise en évidence des conditions optimales au mode de reproduction asexuée

- A) Modes de reproduction
- B) Protocoles de mise en culture et de "repiquage"
- C) Expériences de référence sur les 2 souches sexuelles, O et E (type 7 et 8)

II - Facteurs abiotiques : température et concentration du milieu

- A) Evolution de populations selon la température
- B) Evolution de population selon la concentration du milieu
- C) Limites des expériences sur les facteurs abiotiques

III - Facteurs biotiques : densité initiale de population et quantité initiale de bactéries

- A) Evolution de populations selon densité initiale
- B) Evolution de populations selon la concentration en bactéries
- C) Limites des expériences sur les facteurs biotiques

Conclusion

Bibliographie et contacts

Introduction

Introduction

La paramécie est un unicellulaire cilié communément rencontré dans les eaux douces. Mesurant entre 0.1 et 0.3 mm, sa simplicité fusiforme reconnaissable ainsi que sa grande taille nous permettent de l'étudier facilement. C'est pourquoi nous avons décidé d'étudier la paramécie *Paramecium Tetraurelia* et plus précisément son cycle de reproduction.

Compte tenu de nos limites pratiques, nous avons décidé de nous intéresser uniquement au cycle de reproduction asexuée puisqu'il nous a été impossible de distinguer les types sexuels malgré des protocoles de coloration testés. Pour nous procurer les souches de paramécies, nous avons contacté plusieurs chercheurs et avons reçu une réponse positive de Mireille Bétermier, directrice de recherche du département de Biologie des génomes à l'Institut de Biologie Intégrative de la Cellule à Gif-sur-Yvette. Notre démarche expérimentale, fondée sur ses conseils, a été adaptée au vu du manque de moyens du laboratoire du lycée. Nous avons disposé de 2 types de souches de laboratoire de *Paramecium tetraurelia* (nomenclature 7 et 8 correspondant respectivement types O et E) ainsi que de bactéries *Klebsiella pneumoniae* pour leur nutrition et de lames concaves à 3 cuves de 600 μ L. La division végétative des paramécies est sensible aux paramètres du milieu puisqu'elle dépend de la viabilité, la vigueur et l'alimentation des paramécies.

C'est pourquoi nous nous sommes demandé comment les paramètres du milieu (de culture) biotique et abiotique des paramécies influencent leur cycle de reproduction asexuée et dans quelle mesure ces influences s'inscrivent-elles dans des boucles de rétroaction régulant la dynamique de population ?

Premièrement, nous avons vérifié les conditions optimales pour établir le témoin de la croissance des paramécies. Ensuite, nous avons comparé les variations abiotiques (température et dilution du milieu) et biotiques (concentration en population et en bactérie initiale) pendant une semaine. Ce qui nous a permis de conclure sur leurs influences sur le cycle de reproduction des paramécies.

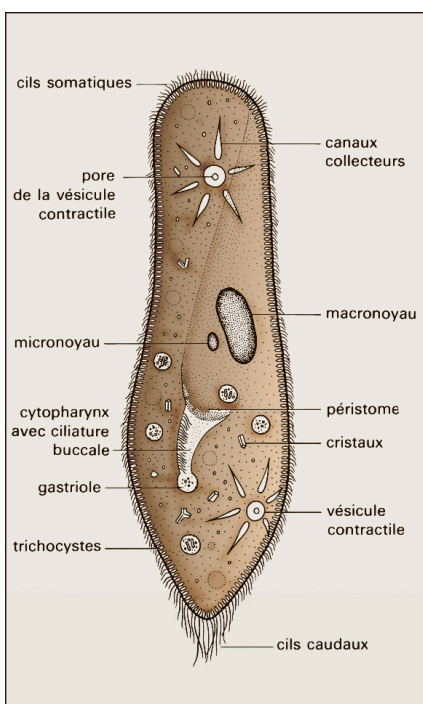


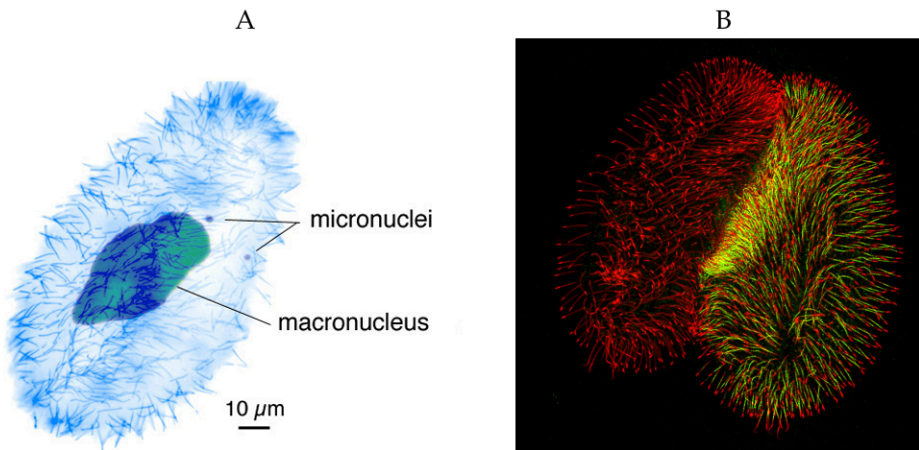
Figure 1: Structure d'une paramécie, ¹ Encyclopædia Universalis France, <https://www.universalis.fr/media/paramecie-v050802a/>

Partie I: Etude de la paramécie

I- Etude la paramécie et mise en évidence des conditions optimales au mode de reproduction asexuée

A) Modes de reproduction

Le macronucléus, polypléide, contrôle le métabolisme et la croissance du microorganisme. Le micronucléus à rôle génétique intervient dans la reproduction. En conditions favorables, la



paramécie se divise par

FIGURE 1 – Images de paramécies

A Image d'immunofluorescence réalisée par Janine Beisson montrant les cils couvrant la surface de la paramécie ainsi que les noyaux germinaux et somatiques. **B** Image d'immunofluorescence en utilisant un microscope confocale réalisée par A. Aubusson-Fleury montrant un couple de paramécies pendant la conjugaison. En jaune le marquage fluorescent d'une protéine ciliaire pour l'un des partenaires, et en rouge l'immunomarquage d'une modification post-traductionnelle d'une tubuline décorant les cils.

Ⓞ (question): Si je comprends bien, c'est la reproduction sexuelle?
 Ces images sont belles mais quid de l'interprétation si ce n'est pas le mode de reproduction que vous allez étudier?

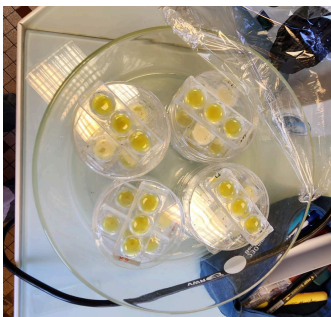
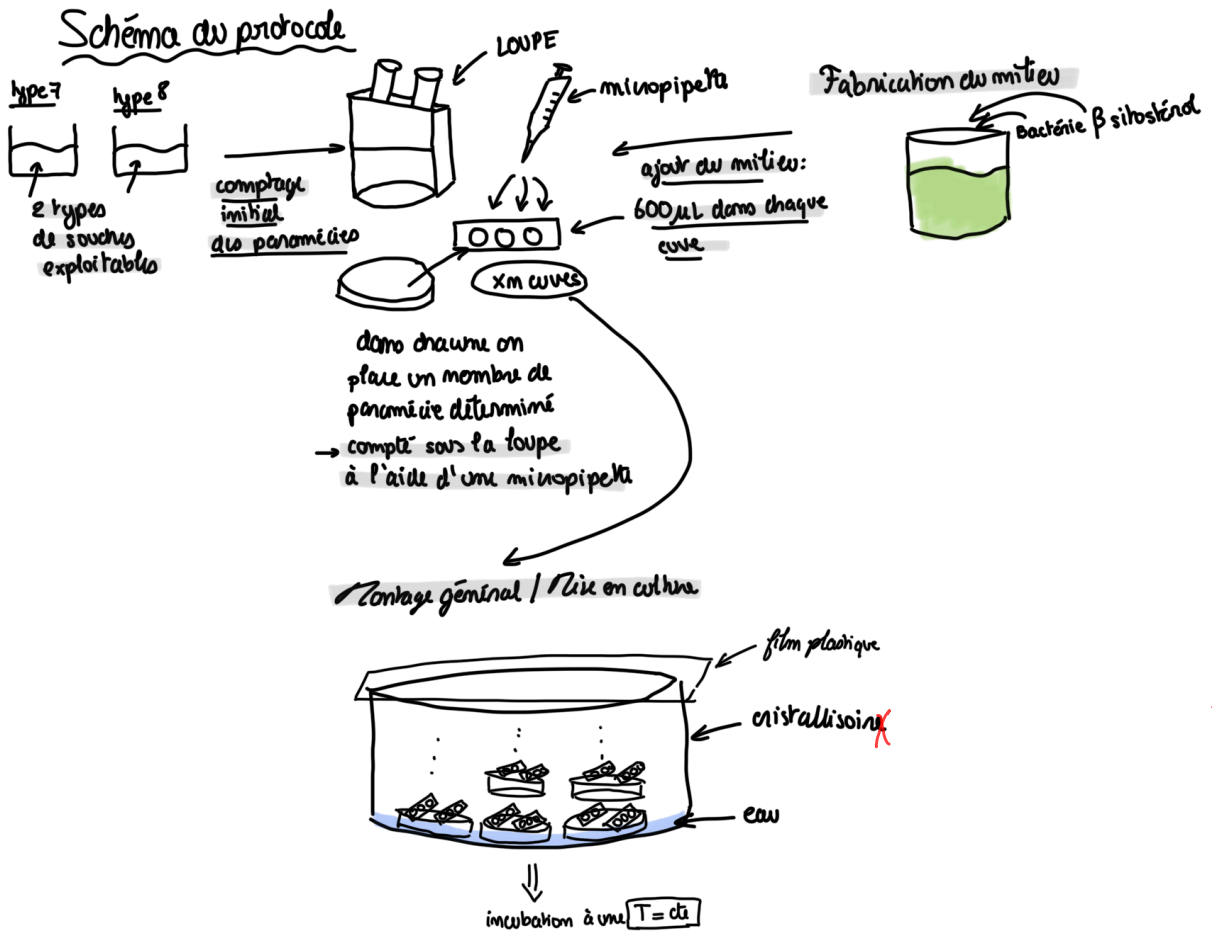
scissiparité transversale. Les deux noyaux se divisent simultanément et la cellule subit un étranglement qui la partage en deux cellules. Cette reproduction asexuée explique la multiplication rapide des paramécies dans un milieu favorable. En conditions défavorables, la paramécie réalise un échange de noyaux après une méiose qui s'apparente à une reproduction sexuée. De cette manière, nous avons décidé, par manque de matériel technologique, de n'étudier que le mode de reproduction asexuée, celui-ci étant le mode de reproduction le plus récurrent.

(figure 1).

B) Protocoles de mise en culture et de "repiquage"

inoculer avec la pape 14





Matériels

Solutions

- β-sitosterol (4 mg/mL, préparé dans 100% d'éthanol). Stocké dans l'obscurité à 4°C
- Milieu WGP 1X *à définir*
- Tube de culture de Paramecium tetraurelia
- Solution tampon (1L préparée dans de l'eau distillée sous agitation 15g de base Trizma, 4g de NaH₂PO₄·H₂O, 15g de Na₂HPO₄·2H₂O, préparée par les techniciennes de laboratoire du lycée)

Equipements

- Micropipettes P20, P200 et leurs cônes
- Plaques à 3 alvéoles de 1mL
- Boîtes de Pétri *(espace)*

(milieu = solution nutritive (ou mieux dit si))

à mettre en indice.

- Erlenmeyer de 500 mL
- Bec Bunsen
- Filtre à café
- Autoclave/ Bouilloire

Protocoles

Pour préparer 300 mL de solution WGP (Wheat Grass Powder)[2]

1. Faire bouillir 1L d'eau
2. Verser 240 mL d'eau bouillante dans l'erenmeyer de 500 mL
3. Faire infuser environ 20g de WGP pendant 20 min
4. Filtrer 2 fois au filtre à café
5. Ajuster à 300 mL avec de l'eau distillée
6. Ajuster le pH à 7 avec la solution tampon
7. Stériliser pdt 20 min à l'autoclave
8. Plonger l'erenmeyer dans un bain d'eau froide et l'agiter pour refroidir le milieu
9. Ajouter 60 μ L de β - sitosterol
10. Prélever une pointe de spatule de bactéries et les incorporer dans le milieu
11. Mélanger avec la spatule pour homogénéiser

Pour mettre en culture les paramécies pour une lame - réajusté [2][4]

1. Présenter au plus proche du bec Bunsen une lame préalablement lavée puis essuyée à l'éthanol à l'aide d'une compresse.
2. Allumer le bec Bunsen. Travailler au voisinage de la flamme du bec Bunsen permet de rester dans une atmosphère semi-stérile.
3. Préalablement, verser un fond d'eau distillée dans une boîte de pétri et verser quelques mL du "pool" de paramécies
4. Passer rapidement le cône de la pipette 20 μ L sous flamme puis injecter 5 μ L prélevés dans ce nouveau "pool" dans une des cuves
5. Vérifier le nombre de paramécies (10) et ajuster éventuellement
6. Passer rapidement le cône de la pipette 200 μ L sous flamme et injecter 600 μ L de milieu WGP
7. Inscire le test et le jour de comptage associé à la cuve
8. Disposer l'ensemble des cuves selon le dispositif schématiser pour limiter l'évaporation du milieu de culture et permettre une circulation d'air

Protocole de suivi de l'évolution d'une population et méthode de comptages:

Dans le but d'étudier le cycle de reproduction asexuée, nous avons procédé à des mises en culture de paramécies sur 1 semaine à chaque fois selon le un paramètre en particulier nous souhaitons étudier. Le but de ces expériences a été avant tout de trouver les conditions optimales de divisions. Après avoir expérimenté plusieurs méthodes de comptage, nous avons opté pour une méthode statistique qui consistait à prélever de petit volume, pas trop petit (d'environ...), pour ne pas avoir trop d'incertitudes sur les mesures. Ces petits volumes constituaient donc de petites gouttes à l'intérieur desquelles, grâce à une loupe nous pouvions

② : elles viendraient d'où ? cf (Pg) "général" p 12
10

Comment
peut être ds milieu
tamponnement
est-ce ?
(vu votre CC)

à l'indiquer

compter les paramécies. Nous avons également utilisé la dilution pour faciliter le comptage des paramécies.



Ⓟ Arry-vous pu prendre 1 photo de ce que vous observez lors du comptage?
Si oui, ce serait intéressant de la mettre.

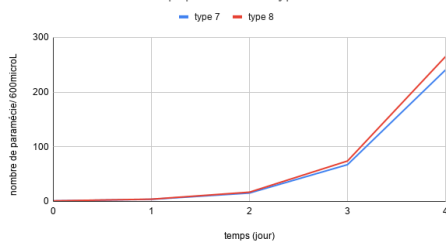
Les conditions générales suivantes ont été respectées pour les différentes expériences sur les paramécies [6]:

- prélèvement des individus à mettre en expérience, dans le tube-mère, 5 jours après repiquage de ce tube.
- paramécies non lavées et conservées après chaque division dans les mêmes conditions que les paramécies-mères
- température de $19^{\circ} \pm 1^{\circ}\text{C}$.
- pour chaque expérience, un échantillon est prélevé "au hasard" parmi une population de même type sexuel (même caractère génétique) sur différentes zones de la cuvette après une légère homogénéisation de la solution contenant les tests avec l'embout de la pipette
- la comptage a une incertitude de ± 2 paramécies par échantillon

ne pas indiquer si moyenne statistique mais de terminer borne d'erreur grâce à Student. ce serait donc 1 incertitude de type B? Mais pointant, semble de type statistique non?

C) Expériences de référence sur les 2 souches sexuelles, 0 et E (type 7 et 8)

Evolution de deux populations de type sexuel différent



jour	type 7	type 8
0	1	1
1	3,8	4,1
2	15,3	16,9
3	67,2	73,9
4	240,4	264,8

rajouter les bornes d'erreur.

ce sont donc des moyennes? Combien d'échantillons? \Rightarrow cf réduction = bornes d'erreur p/16

En premier lieu nous avons étudié la croissance des types 7 et 8 en conditions optimales. Les résultats des expériences nous ont permis de conclure que les 2 souches avaient une croissance semblable. Ainsi dans la suite de nos expériences, le choix du type 7 ou 8, pour la réalisation des expériences, n'avait pas d'impact ni de différences significatives quant à l'étude de leurs croissances.

Ⓟ et donc vous avez pris les 2 indifféremment?

\rightarrow ce serait bien de vérifier que les bornes d'erreur se croisent.

Rq générale

à discuter.

Vu que dans votre TIPE vos résultats sont issus de comptage, je pense qu'il serait bien que vous expliquiez vraiment comment vous faites.

- idéalement photo ou dessin.
 - Comment faites vous vos moyennes?
(Nbre d'échantillons etc...).
 - Comment arrivez vous à compter 7000 et plus (p16?).
- Stat on? type B?
- D'où proviennent les incertitudes?
 - Comment calculez-vous vos bases d'inertie?

Limites

Limites du modèle:

- la température n'est pas constante
- incertitudes sur les mesures
- différenciation entre type 7 et 8 - impossibilité de déterminer la reproduction sexuée ou même de la filmer malgré des tentatives de coloration au rouge carmin
- impossibilité de différencier les deux modes de reproduction, on a fait l'hypothèse que seul le mode de reproduction sexuée se déroulait dans nos expériences
- conservation du milieu
- sorte de parasite en forme de boule (c'est quoi ce truc)

Q Comment pn faire uniz-vois pour qu'elle le soit?

Q c'est n'importe quoi?

incohérence avec la page 8

Partie II: facteurs abiotiques

R9 Est-il possible de rajouter les résultats de l'exp précédente à 19°C? Si oui, cela vous rajouterait 1 temp obs et 1 point.

II-L'influence des facteurs abiotiques sur le cycle de reproduction de la paramécie.

A) L'influence de la température sur la cinétique de croissance

Nous avons initialisé trois cultures 10 paramécies chacune et maintenues à des températures différentes : 10°C, 27°C et 34°C. Ces valeurs ont été choisies pour couvrir un spectre allant d'une température basse, à l'optimum thermique connu de l'espèce [4][5], jusqu'à une température proche du seuil létal. Les populations ont été dénombrées quotidiennement pendant 4 à 7 jours. **R9** sur le graphe vous vous arrêtez à 4 jms.

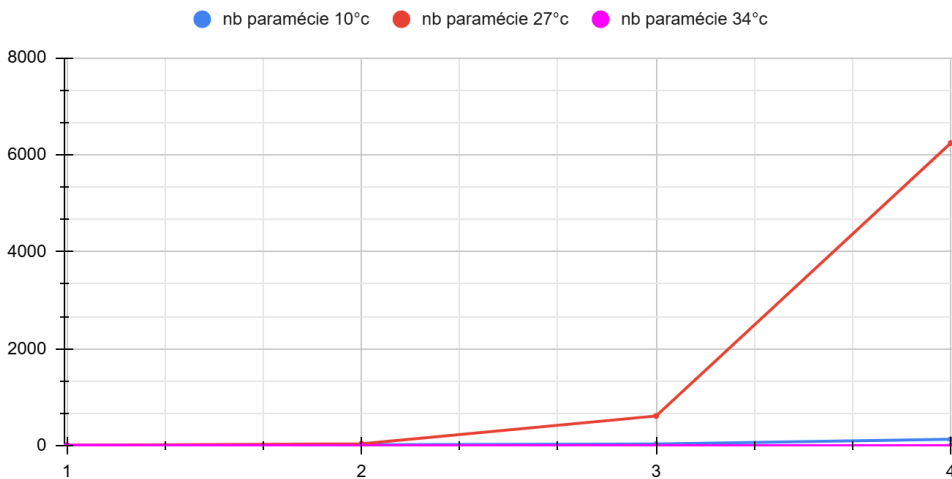
Conditions et hypothèses:

- Les paramécies se clonent identiquement d'une cuve à l'autre, on considère donc que le comptage se fait sur la même population au cours du temps
- La température est constante au cours du temps
- Les bactéries n'ont pas d'influence significative sur le test de température (leur croissance n'est pas affectée par la température à 3° +1°C d'écart)
- Les 6 échantillonnages utilisés pour le "repiquage" sont aléatoires, indépendants et permettent d'établir une moyenne statistique plus précise pour notre interprétation

pas très clair (surtout si on se méprend pas les cuves...)

Voici les différents comptages:

Test croissance de la population pour 10°C, 27°C et 34°C



- 6 échantillons
- calculer les barres d'erreur et écrire (*)

Jour	10°C	27°C	34°C
0	10	10	10
1	19,8	40,83	0,526
2	33,6	613,33	0
3	132	6240	0
4	213,6	7010,31	0

vous pouvez compter ça?

* les barres d'erreurs correspondent à 1 intervalle de confiance à 95% calculé à l'aide du coeff de Student.

Nombre de paramécies dans 600µL par jour

Analyse des résultats:

Les courbes obtenues montrent qu'il y a une différence significative entre la croissance des paramécies à la température optimale de croissance des paramécies renseignée dans la bibliographie [2], le témoin.

Pour 34°C, les paramécies meurent. Cela confirme que c'est un seuil létal. Le manque de temps ne nous a pas permis de conclure sur la température minimum létale exacte.

compte nature

je ne comprends pas le qu'est le seuil parce qu'on n'atteint pas de plateau.
=> il faudra donc préciser.

Ⓚ C'est le témoin de la page 11 n° 1909.

Pour 10°C, les paramécies se multiplient à une vitesse inférieure (calculer) pour atteindre un seuil environ 7 fois inférieur au seuil de saturation du témoin. On cherche donc à déterminer si la croissance de la population est exponentielle jusqu'à atteindre le seuil de saturation ou si la population cesse de croître plus tôt. (NB: expérience à finaliser)

Non, il faut nuancer (sur nos 4 exp...)

Conclusion:

Ces résultats permettent de déduire que la température de 27°C renseignée dans la bibliographie est bien la plus optimale. Cela met en évidence une différence significative entre le témoin et les tests à 10°C et 34°C. Le test de 34°C ne permet pas de conclure sur le seuil léthal. Il faudrait tester des températures intermédiaires entre 29°C et 32°C.

B) L'influence de la concentration du milieu de culture (NB: expérience à faire au retour des écrits)

C) Limites des paramètres abiotiques

Il faudrait observer le comportement d'une même population pendant plusieurs semaines. Or, le comptage ne nous permet pas de conserver un effectif constant ce qui fausserait les valeurs mesurées les jours suivants. La croissance étant exponentielle, les incertitudes le seraient aussi. De plus, il faudrait aussi prendre en compte l'influence de la perturbation des biofilms bactériens lors des "repiquages" qui pourraient être un stress pour les paramécies.

La température pour 10°C représente l'incubation à température ambiante, sans chauffage en hiver, renseignée par un thermomètre à mercure laissé dans la salle. On a donc une incertitude concernant cette valeur supposée constante.

La croissance des bactéries pourrait être un facteur limitant puisque ce sont supposément les seules ressources nutritives pour les paramécies. Leur prolifération déterminent donc la disponibilité en ressource et la compétition intraspécifique. Il n'est pas possible ici de déterminer si ce sont les paramécies à 27°C qui consomment plus rapidement les bactéries ou si c'est la population en bactérie qui varie significativement.

Partie III: facteurs biotiques

III-L'influence des facteurs biotiques sur le cycle de reproduction de la paramécie.

Quels sont les facteurs biotiques et quels sont leurs effets sur le cycle de reproduction de la paramécie ?

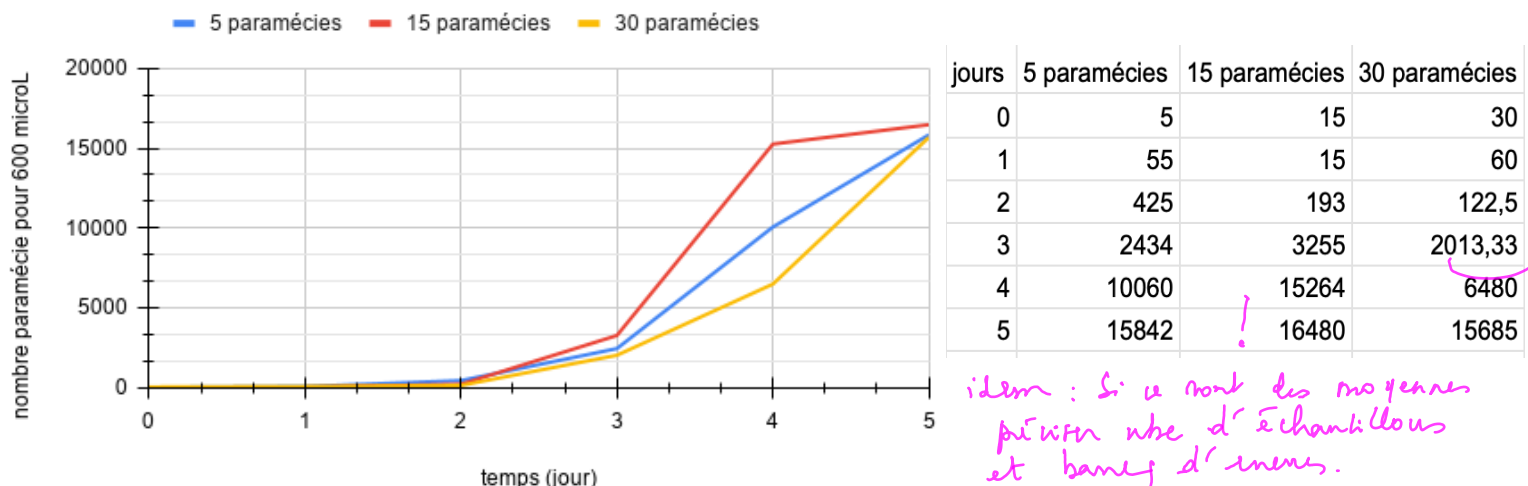
Les facteurs biotiques désignent l'ensemble des interactions vivant-vivant susceptibles d'influencer la dynamique d'une population. Pour nos cultures nous avons étudié deux facteurs biotiques majeurs: la densité initiale de la population (compétition intraspécifique) et la concentration initiale en bactéries du milieu (disponibilité de la ressource trophique). Ces deux paramètres s'inscrivent dans des boucles de rétroaction négative caractéristiques des systèmes densité-dépendants : ils agissent sur le cycle de scissiparité en modulant le taux de division et, in fine, la capacité limite K de la population.

A) Evolution d'une population selon la densité de population initiale

Nous avons initialisé trois cultures avec des densités différentes de paramécies- 5, 15 et 30 individus- dans nos cuves contenant le même milieu. Nous avons suivi les populations pendant 5 jours par comptage journalier. Cette expérience visait à tester l'hypothèse densité dépendante: à ressources identiques, une population initialement plus dense devrait-elle croître plus rapidement (effet de masse) ou au contraire plus lentement (compétition pour les ressources) ?

Voici les différents comptages:

Evolution population selon densité de population initiale



Résultats obtenus:

Les résultats révèlent des dynamiques possédant des similitudes mais aussi des divergences. Tout d'abord, les trois populations semblent atteindre le même plateau au jour 5 (environ 16000 bactéries).

(NB: nous réaliserons d'autres expériences après les écrits pour voir si les paliers sont réellement atteints.) OK -

Cette convergence est biologiquement logique: elle indique que la capacité limite du milieu est indépendante de la densité initiale, mais est peut-être déterminée par les ressources disponibles telle que la concentration bactérienne, que nous testerons par la suite.

Les différences portent sur les cinétiques d'approche de ce plateau. La population initialisée à 15 paramécies atteint le plateau plus tôt. Nous nous attendions à ce que le plateau soit atteint par la population possédant initialement 30 paramécies, cohérent avec une masse d'individus reproducteurs plus importante dès le départ.

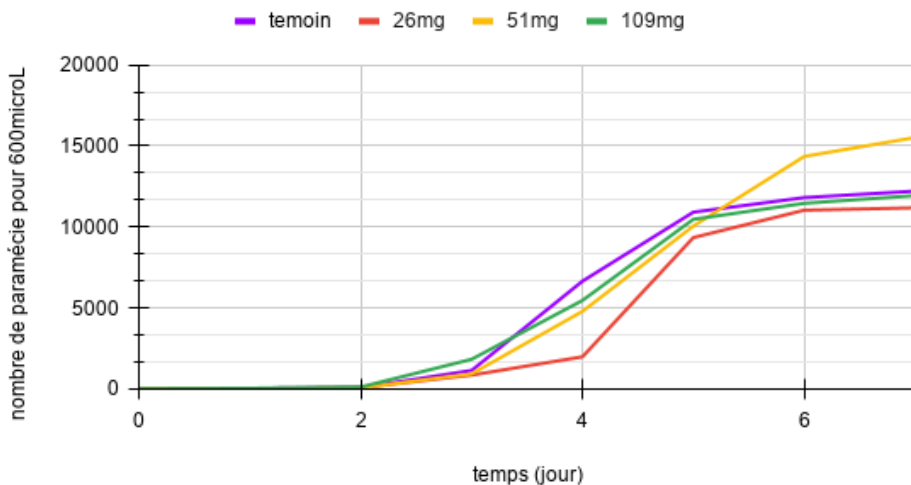
La densité initiale ne fait que modifier le délai pour atteindre ce plateau, ce qui constitue précisément la boucle de rétroaction au cœur de notre problématique.

B) Evolution d'une population selon la concentration initiale en bactéries

Nous avons initialisé quatre cultures avec le même nombre de paramécies mais des concentrations initiales en bactéries différentes : une condition témoin sans bactéries ajoutées, une condition de faible concentration (0,13 mg/L), une de concentration standard (0,26 mg/L) et une de forte concentration (0,55 mg/L). Nous avons ensuite suivi les populations pendant 7 jours. Cette expérience visait à évaluer dans quelle mesure la disponibilité trophique module le cycle de reproduction asexué.

Voici les différents comptages:

Evolution population selon concentration en bactéries



jour	témoin	0,13mg/mL	0,26mg/mL	0,55mg/mL
0	10	10	10	10
1	34,3	33,3	20	37,5
2	77,5	70	60	113,3
3	1135	846,7	923,3	1826,7
4	6650	1978,6	4786,7	5461,4
5	10910	9340	10050	10470
6	11810	11030	14350	11456
7	12210	11180	15520	11933,33

Résultats obtenus:

Les résultats mettent en lumière une relation entre la concentration initiale en bactéries et la dynamique de croissance des paramécies. Dans les premiers jours, la tendance est conforme à l'hypothèse trophique : la condition « grande concentration » affiche les effectifs les plus élevés, suivie de la condition « normale » puis de la petite concentration en bactérie. Peut-être qu'un apport bactérien plus important fournit davantage de ressources, soutenant un cycle de scissiparité plus fréquent. Cependant, nous avons été confrontés à un résultat inattendu: la

Q de néophyte : voir les bactéries ? peut-on bactéries ?

condition témoin présente des effectifs élevés dès le jour 4, comparables voire supérieurs à certaines conditions enrichies.

Plusieurs hypothèses pourraient expliquer ce paradoxe : le milieu de culture contient une flore bactérienne résiduelle non nulle, qui constitue une ressource suffisante pour soutenir la croissance ou les paramécies peuvent, en l'absence de bactéries, se nourrir de déchets organiques. Ce résultat soulève la question du contrôle expérimental de la condition témoin, et constitue une limite importante que nous discuterons.

A partir du jour 5, 3 populations convergent vers des plateaux similaires (environ 12000 paramécies /600 μ L), cela peut peut-être suggérer que la concentration bactérienne initiale ne modifie plus les effectifs à l'équilibre une fois la ressource épuisée et que toutes les populations sont limitées par les mêmes contraintes.

Seule la condition « normale » présente un plateau légèrement plus élevé au jour 7 (15 520 paramécies), possiblement parce qu'elle offrait un équilibre optimal entre disponibilité des ressources et faible toxicité (une trop forte concentration bactérienne peut, paradoxalement, modifier les déplacements et la phagocytose).

Ces résultats s'inscrivent bien dans le cadre d'une boucle de rétroaction trophique : les bactéries constituent la ressource qui soutient le cycle de reproduction, mais leur consommation par les paramécies appauvrit progressivement le milieu, réduisant le soutien trophique disponible et freinant la division.

C) Limites des expériences sur les facteurs biotiques

Q cela aurait-il été possible au labo ?

Tout d'abord, le résultat paradoxal de la condition témoin (partie B), remet en question la qualité de notre population témoin. Il est probable que notre milieu de culture n'était pas stérile, ce qui invalide partiellement la comparaison entre les conditions. Pour pallier cela, un milieu autoclavé et un suivi de la concentration bactérienne auraient été nécessaires.

Q comment avoir pu faire ?

De plus, nous n'avons pas suivi l'évolution de la concentration en bactéries résiduelles au cours du temps. Or, c'est précisément la dynamique de consommation de la ressource et non sa concentration initiale seule qui gouverne la boucle de rétroaction trophique. Un suivi couplé paramécies/bactéries aurait permis de modéliser un système proie-prédateur.

Enfin, toutes les cuves de la partie B ont été initialisées avec le même nombre de paramécies nominalement, mais la variabilité du prélèvement initial (difficulté de pipeter précisément des cellules vivantes et mobiles) peut introduire des différences de densité initiale entre conditions, confondues avec l'effet de la concentration bactérienne.

Conclusion et bibliographie

Conclusion

Notre thèse avait ainsi pour objectif d'explorer comment les paramètres du milieu de culture, abiotiques et biotiques, modulent le cycle de reproduction asexué de la paramécie. Nos résultats expérimentaux, bien que soumis aux limites de nos protocoles de terrain en conditions non stériles, nous ont permis de dégager plusieurs conclusions en accord avec les thèses déjà faites.

Premièrement, la température exerce un contrôle déterminant sur la vitesse du cycle de scissiparité. L'optimum thermique à 27°C génère une croissance vive, tandis que 10°C ralentit considérablement le cycle sans l'interrompre, et que 34°C conduit à une mortalité totale après une phase de croissance initiale rapide.

Deuxièmement, la densité initiale de population n'affecte pas la capacité limite, mais influence la vitesse à laquelle le plateau est atteint. Cette observation confirme que la capacité est une propriété du milieu et non de la population.

Enfin, la concentration initiale en bactéries influence la vitesse de croissance au cours des premiers jours, mais toutes les conditions convergent vers un plateau similaire, une fois les ressources épuisées. La boucle de rétroaction trophique, consommation des bactéries par les paramécies, appauvrissement du milieu, freinage de la reproduction, est ainsi au cœur de la régulation du cycle de scissiparité.

En perspective, plusieurs pistes d'approfondissement pourraient être étudiées tel que le passage à la conjugaison. Ce mode de reproduction sexuée permettrait d'explorer une boucle supplémentaire, celle d'une régénération génétique mais, cela implique de trouver le matériel nécessaire que nous n'avons pas pu nous procurer.

OU

Un suivi couplé de la concentration bactérienne et des effectifs de paramécies permettrait de tester un modèle proie-prédateur de type Lotka-Volterra.

Bibliographies

- [1] 8 juillet 2025, Fondation pour la Recherche Médicale, [consulté le 15/09/2026]
<https://www.frm.org/fr/actualites/la-paramecie-un-organisme-unicellulaire-microscopique-qui-veille-l-interet-des-chercheurs>
- [2] O. ARNAIZ, 5 avril 2022, ParameciumDB, [Protocols_Paramecium cultures_Media]
[consulté le 06/10/2026]
<https://paramecium.i2bc.paris-saclay.fr/docs/index.php/Media>
- [3] O.ARNAIZ, 5 avril 2022, Media, ParameciumDB, [Protocols_Paramecium cultures_Mass cultures], [consulté le 06/10/2026]
- [4] N. ESCOUBET, (2023) , "Comportement en milieu encombré de la paramécie" , HAL theses
https://theses.hal.science/tel-04135045v1/file/ESCOUBET_PENDOLA_these_2023.pdf
[consulté le 02/04/2026]

[5]M. BAZIN-GELIS, 2024, "Etude du complexe impliqué dans l'élimination programmée d'ADN pendant la différenciation du noyau somatique chez *Paramecium tetraurelia*", HAL theses <https://theses.hal.science/tel-04368449v1> [consulté le 02/04/2026]

[6] E. OBRY, 1971, "Introduction à l'étude expérimentale des facteurs de multiplication de quelques ciliés"

https://pepite-depot.univ-lille.fr/LIBRE/Th_Num/1971/50376-1971-32-1.pdf [consulté le 02/04/2026]

[7]J. BEISSON, M. BETERMIER, M-H BRÉ, J. COHEN, S. DUHARCOURT, 2010, "Mass Culture of *Paramecium tetraurelia*",

https://www.researchgate.net/profile/Mireille-Betermier-2/publication/41424532_Mass_Culture_of_Paramecium_tetraurelia/links/5d107f6b92851cf440464be1/Mass-Culture-of-Paramecium-tetraurelia.pdf [consulté le 03/04/2026]

2. «Travaux pratiques de biologie animale», A.Beaumont, P. Cassier, Dunod Université
3. « Biologie animale :Des protozoaires aux Métazoaires épithélioneuriens », Beaumont, P. Cassier, Dunod Université
4. « *Paramecium* », 1988,édité par H.-D.Görtz, Springer-Verlag, Berlin
- 5.«L'encyclopédie de la nature :les invertébrés », Tibaldi, édité par Laffond , Paris
6. <http://www.cnrs-gif.fr/cgm/presentations/topcgm.html>

Remerciements

Nous remercions Madame Mireille Bétermier du Centre de Génétique Moléculaire du C.N.R.S de Gif-sur-Yvette, pour son accueil, son aide et sa bienveillance.