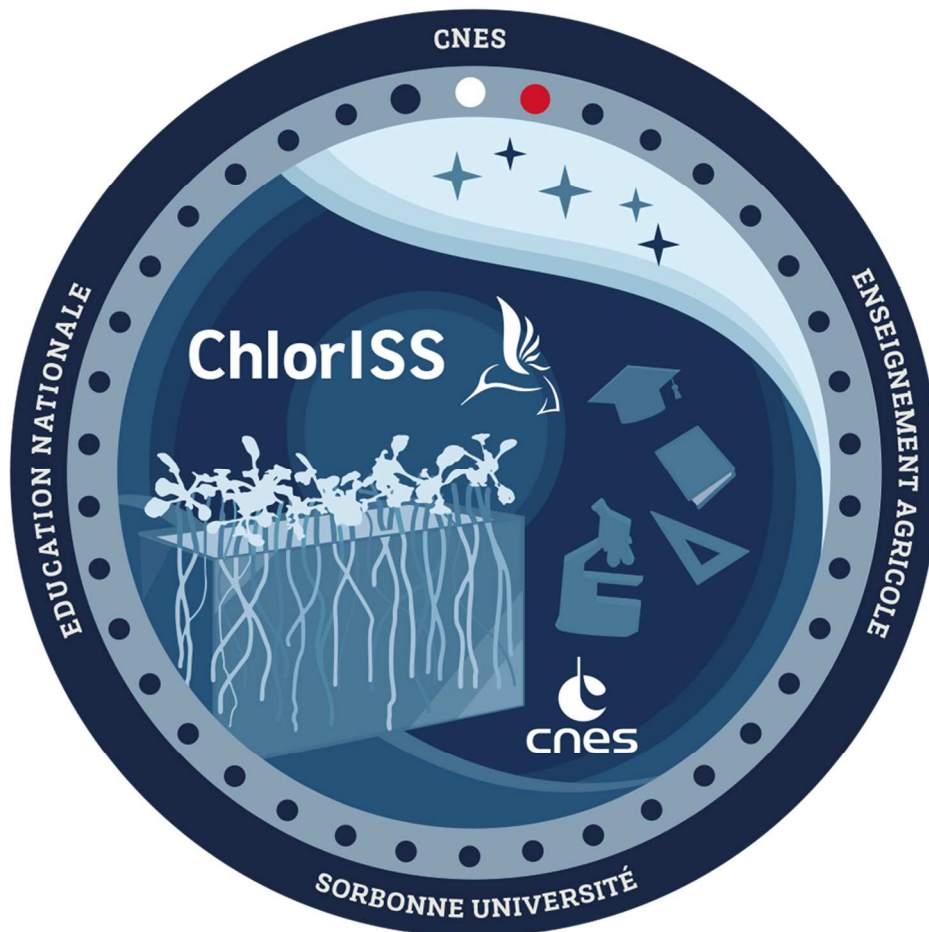


PROTOCOLE DE L'EXPERIENCE CHLORISS



INTRODUCTION

ChlorISS est une expérience éducative développée par le CNES, Sorbonne Université, le ministère de l'Éducation nationale et le ministère de l'Agriculture, de l'Agro-alimentaire et de la Souveraineté alimentaire, dans le cadre de la mission ϵ pilon de l'astronaute française de l'ESA Sophie Adenot.

L'expérience consiste, sur Terre en classe et en micropesanteur à bord de l'ISS, à faire germer des graines d'arabette des dames et de mizuna, deux plantes de la famille des brassicacées, puis à suivre leur croissance dans différentes conditions de lumière.

L'objectif est de comparer les résultats obtenus dans l'ISS avec ceux observés sur Terre et d'en déduire les effets de la gravité et de la lumière sur la germination et la croissance des végétaux.

En mai 2026, Sophie Adenot mène ainsi l'expérience ChlorISS dans l'espace et des milliers d'élèves français, de l'élémentaire au lycée, reproduisent l'expérience sur Terre dans leur classe avec leurs enseignants.



[RAPPEL] LISTE DE MATERIEL POUR L'EXPERIENCE

MATERIEL FOURNI DANS LE KIT

- ✓ 1 tube blanc contenant 200 graines d'arabette des dames sauvage écotype Columbia (*Arabidopsis thaliana Col-0*)
- ✓ 1 tube bleu contenant 200 graines d'arabette des dames variant PGM (*Arabidopsis thaliana PGM*)
- ✓ 200 graines de mizuna (*Brassica rapa* var. japonica aussi appelée *Brassica rapa* var. nipposinica)
- ✓ Tissu absorbant en viscose
- ✓ Papier de germination
- ✓ Filtre bleu
- ✓ Filtre rouge

MATERIEL A PREVOIR PAR L'ETABLISSEMENT

- Une boîte en carton (avec couvercle), deux rectangles de carton ou papier cartonné très épais
- Des tubes en carton issus de rouleaux d'essuie-tout ou de papier toilette
- Des boîtes de Petri transparentes avec couvercles
- 240 ml d'eau déminéralisée
- Un contenant permettant de mesurer et de verser 20mL d'eau
- Du ruban adhésif double-face et du ruban adhésif fort
- Du parafilm, du film étirable ou du ruban adhésif à faible adhérence
- Des cure-dents
- Une pince de laboratoire
- Un flacon d'une solution désinfectante et de l'essuie-tout
- Des ciseaux et un cutter
- Une grande règle et un mètre ruban

Détails des quantités et dimensions à retrouver dans le document « [Liste de matériel ChlorISS](#) »

LE CALENDRIER DE L'EXPERIENCE

Vendr. 22/05	Samedi 23/05	Dim. 24/05	Lundi 25/05	Mardi 26/05	Merc. 27/05	Jeudi 28/05	Vendr. 29/05	Samedi 30/05	Dim. 31/05	Lundi 01/06
J0					J5					J10

ÉTAPE 1 – RECEPTION DU KIT ET FINALISATION DU DISPOSITIF

Cette étape consiste à préparer le matériel avant de préparer les boîtes de Petri et de mettre en œuvre l'expérience.

1. Déballer le kit et diviser le matériel entre les classes.
2. Laver le tissu absorbant en viscose (en cycle rinçage du lave-linge, ou à la main).
3. Découper les filtres colorés rouges et bleus de sorte à ce qu'ils mesurent chacun environ 10 cm de largeur et les coller à l'intérieur de la boîte construite en classe, au niveau de la fenêtre de la face gauche. Le filtre bleu doit être vers le bord de la boîte, le rouge vers l'avant et une bande sans filtre d'environ 10 cm elle aussi doit rester au centre.
4. Une fois les filtres collés, coller l'étagère dans la boîte (la cloison doit être à l'opposé de la fenêtre avec filtres).
5. Découper le tissu absorbant en viscose (il s'agit de l'élément vert ou orange dans le kit mesurant environ 60 x 70 cm) en 12 carrés de 9 x 9 cm ou 12 disques de 8 cm de diamètre, selon les boîtes de Petri utilisées.
6. Découper le papier de germination (il s'agit de l'élément gris plié en accordéon dans le kit) en 12 carrés de 9 x 9 cm ou 12 disques de 8 cm de diamètre, selon les boîtes de Petri utilisées.



ÉTAPE 2 – PREPARATION DES BOITES DE CULTURE (JO)

Cette étape consiste à mettre en place le support de culture dans les boîtes de Petri, à hydrater les supports, puis à déposer les graines.

Eugénie Carnero-Díaz vous présente en vidéo la préparation des boîtes de culture, à [ce lien](#).

QR code pour accéder à la vidéo :



Matériel pour la préparation des boîtes de culture :

- 12 boîtes de Petri
- Tissu absorbant en viscosse (éponge)
- Papier de germination (support d'observation)
- Ruban adhésif double face
- Ruban adhésif (éventuellement Parafilm)
- Seringue ou pipette graduée
- 180 mL d'eau déminéralisée (à défaut de l'eau faiblement minéralisée)
- Cure-dents
- Pinces de laboratoire
- Graines (Arabidopsis thaliana WT, Arabidopsis thaliana variant PGM, Mizuna)
- Étiquettes, marqueur indélébile

Éventuellement, si mise en germination sur le papier de germination associé à l'éponge en viscosse :

- du gomme-guar (pour les graines de Mizuna)

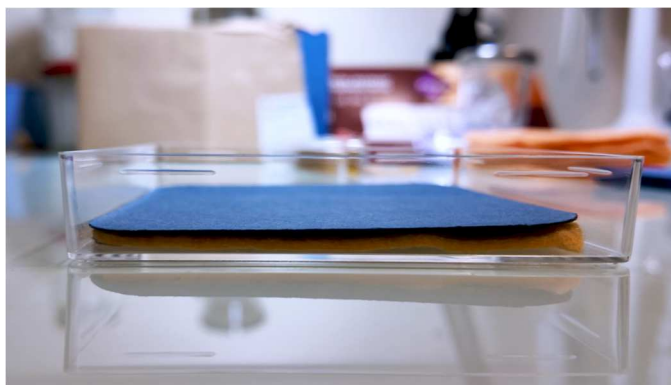
Variante possible : milieu gélosé (eau + agar) en remplacement de l'éponge et du papier de germination

1. FIXATION DU SUPPORT DE CULTURE

Le tissu absorbant (éponge) sert de réserve d'eau, le papier de germination est placé par-dessus. Ces supports doivent être maintenus à plat au fond des boîtes de Petri.

1. Si ce n'est pas encore fait, découper 12 morceaux de tissu absorbant et de papier de germination aux dimensions des boîtes de Petri (légèrement plus petits afin qu'ils ne touchent pas les bords de la boîte).
2. Coller 4 petits morceaux de scotch double face dans les quatre coins au fond des boîtes de Petri (ou directement le tissu absorbant).
3. Déposer le tissu absorbant bien à plat au fond des boîtes de Petri, sans faux-plis.
4. Recommencer l'opération en plaçant 4 morceaux de scotch double face sur les coins du papier de germination.
5. Plaquer le papier de germination sur le tissu absorbant dans chaque boîte de Petri, bien à plat.

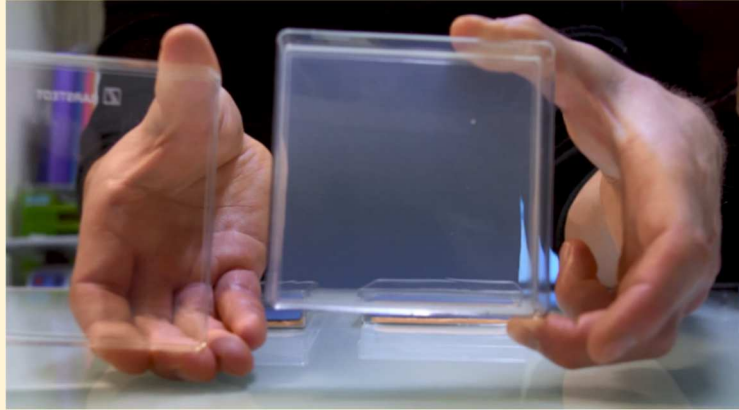
Figure 1 — support de culture (tissu absorbant + papier de germination) fixé dans la boîte de Petri.



Variante — milieu gélosé

Il est possible de remplacer l'éponge et le papier par un milieu gélosé (eau + agar) coulé directement dans la boîte de Petri. L'étape suivante d'hydratation par dépôt d'eau est alors inutile.

Figure 2 — utilisation d'un milieu gélosé comme support de culture (variante possible).



2. DEPOT DES GRAINES (J0)

Pour *Arabidopsis thaliana* (WT et variant PGM)

- 4 boîtes de Petri (n° 3, 5, 7, 11).
 - 1 rangée de 5 à 10 graines d'arabette des dames PGM par boîte.
 - Les graines doivent être espacées d'au moins 0,5 cm.
1. Hydratation du support : répartir 15 à 20 mL d'eau sur toute la surface du support à l'aide d'une seringue ou d'une pipette. L'eau doit imbiber complètement le support sans laisser d'eau libre.
 2. Laisser le support absorber l'eau (au départ, l'aspect est « marécageux » : c'est normal).
 3. Vérifier l'absorption en plaçant la boîte à la verticale : aucune goutte ne doit s'écouler.
 4. Humidifier la pointe d'un cure-dent (sur le bord du support).
 5. Toucher une graine avec la pointe humide : elle adhère par capillarité.
 6. Déposer la graine au centre de la boîte.
 7. Disposer quelques graines sur une ligne horizontale, au milieu de la boîte (afin de laisser autant de place à la partie aérienne qu'à la partie racinaire). Les graines doivent être espacées d'au moins 0,5 cm.
 8. Refermer les boîtes (parafilm, film étirable ou adhésif à faible adhérence).
 9. Étiqueter, numéroter et identifier les boîtes de Petri (numéro, gommette, etc.) sur le couvercle.

Figure 3 — schéma de la préparation des boîtes avec les graines d'arabette des dames.



Pour Mizuna

- 4 boîtes de Petri (n° 2, 6, 9, 10).
- 1 rangée de 5 graines de mizuna par boîte.
- Les graines doivent être espacées d'au moins 2 cm.

Les graines de Mizuna, plus grosses, sont déposées sèches (elles peuvent être, si besoin, enrobées de gomme-guar pour les maintenir en place).

1. Verser quelques graines sur le couvercle d'une boîte de Petri.
2. Humidifier légèrement le papier de germination à l'endroit où sera placée la première graine, au centre de la boîte de Petri, la prélever avec une pince et l'y déposer en appuyant délicatement pour que, grâce à l'humidité, elle se colle sur le papier.

Si vous avez de la gomme-guar :

Ne pas humidifier le papier de germination.

Prélever, à l'aide d'une pince, une graine de mizuna et la déposer dans une goutte de gomme-guar. Faire rouler délicatement la graine dans la goutte pour bien l'enrober.

Déposer la graine enrobée au centre du support de culture sec.

Attendre 2 à 3 minutes que la gomme-guar sèche.

3. Répéter l'opération avec 4 autres graines pour obtenir une rangée horizontale de 5 graines de mizuna au milieu de la boîte
4. Répéter l'opération avec les 3 autres boîtes de Petri numérotées 6, 9 et 10.
5. Hydrater ensuite le support (l'eau se répartit par capillarité, sans contact direct avec la graine). Répartir 15 à 20 mL d'eau sur toute la surface du support à l'aide d'une seringue ou d'une pipette. L'eau doit imbiber complètement le support sans laisser d'eau libre. Le cas échéant, vider délicatement le trop plein sans faire tomber les graines.
6. Refermer les boîtes (parafilm, film étirable ou adhésif à faible adhérence).
7. Étiqueter, numéroter et identifier les boîtes de Petri (numéro, gommette, etc.) sur le couvercle.

Figure 4 — schéma de la préparation des boîtes avec les graines de mizuna.

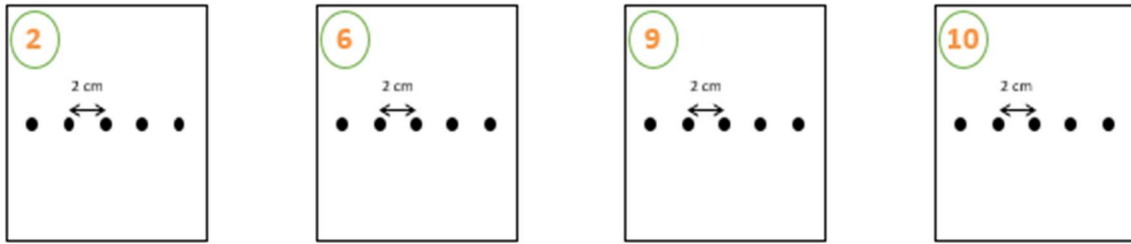


Figure 5 — mise en culture des graines de Mizuna.



Variante — milieu gélosé

Sur un milieu gélosé, déposer simplement les graines au centre de la boîte, puis l'enfoncer légèrement dans la gélose à l'aide d'une pince fermée.

3. MISE EN REPOS INITIALE

Laisser les boîtes en position horizontale pendant 15 à 20 minutes, le temps que les graines s'imbibent.

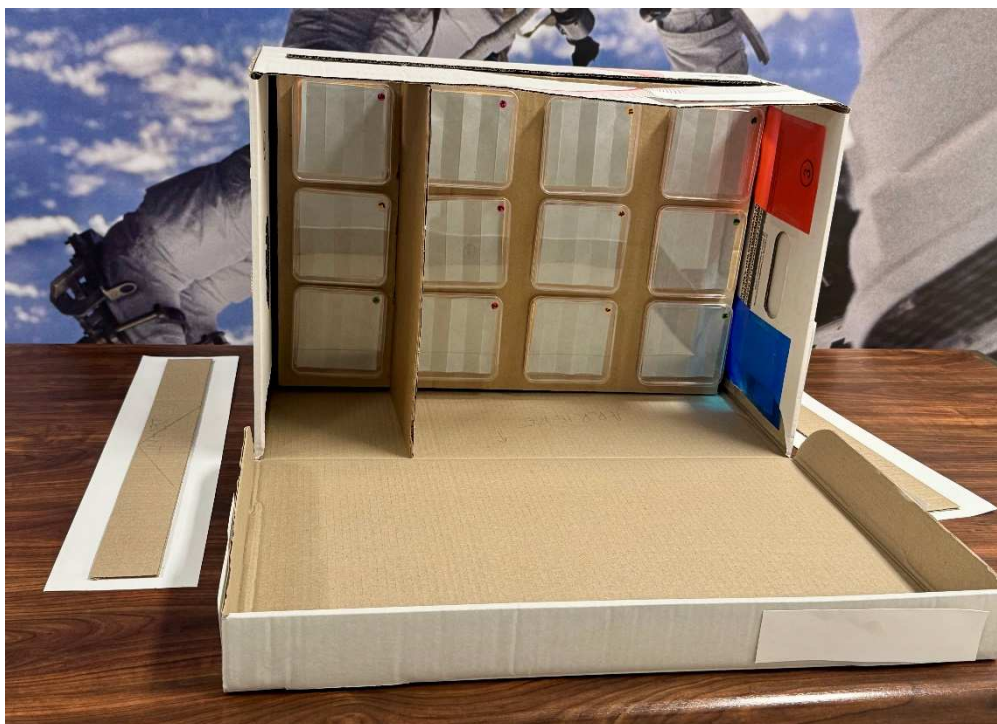
ÉTAPE 3 – FIXER LES BOÎTES DE PETRI DANS LA BOÎTE CHLORISS (JO)

1. A l'aide d'adhésif double face (dans l'idéal repositionnable), fixer les boîtes de Petri sur l'étagère selon le schéma et l'image ci-dessous.
2. Fermer la fenêtre de la face gauche

Figure 6 — schéma du dispositif expérimental.



- Orienter la boîte en carton de sorte que la face avant se trouve vers le haut (source de lumière) et que le couvercle s'ouvre vers le bas
 - Prendre des photos, toutes boîtes visibles : une photo d'ensemble et éventuellement une photo de chaque boîte.
- ⚠ La prise de photos devra par la suite être faite toujours de la même manière, avec le même angle et le même zoom, en évitant de manipuler les boîtes de Petri, pour une analyse des résultats facilitée.



- Fermer la boîte en rabattant le couvercle. La seule source de lumière doit être la fenêtre supérieure.

ÉTAPE 4 – REALISATION DE L'EXPERIENCE

Pendant les cinq premiers jours, les boîtes doivent rester en position strictement verticale. Cette phase permet aux graines de germer et aux plantules d'établir leur orientation initiale sous l'action conjuguée de la gravité et de la lumière.

Conditions

- Position des boîtes : strictement verticale, sans inclinaison.
- Température : température ambiante de la salle (idéalement entre 18 et 22 °C, stable).
- Limiter les manipulations et les déplacements des boîtes pour ne pas perturber la croissance.

Rappel :

- Progressivement, de J0 à J5, les plantules sont visibles : les racines se sont développées vers le bas, les tiges et les premières feuilles se sont orientées vers le haut.
- À J5 : changement de configuration.
- De J5 à J10 : suivi de la croissance.

JOUR 0 : DEMARRAGE DE L'EXPERIENCE

Afin que la luminosité reste stable durant les 11 jours de l'expérience, la boîte ChlorISS devra être installée à un endroit fixe, proche d'une fenêtre. Il faudra veiller à ne pas trop la déplacer jusqu'à la fin de l'expérience.

JOUR 1

- Prise de photo en ouvrant le couvercle sans déplacer ni changer l'orientation de la boîte.
- Vérification des contaminations. Par exemple, noter leur présence et éventuellement estimer leurs dimensions à partir de la photographie prise, dans le carnet de suivi de l'expérience.

JOUR 2

- Prise de photo en ouvrant le couvercle sans déplacer ni changer l'orientation de la boîte.
- Et vérification des contaminations.

JOUR 3

- Prise de photo en ouvrant le couvercle sans déplacer ni changer l'orientation de la boîte.
- Et vérification des contaminations.

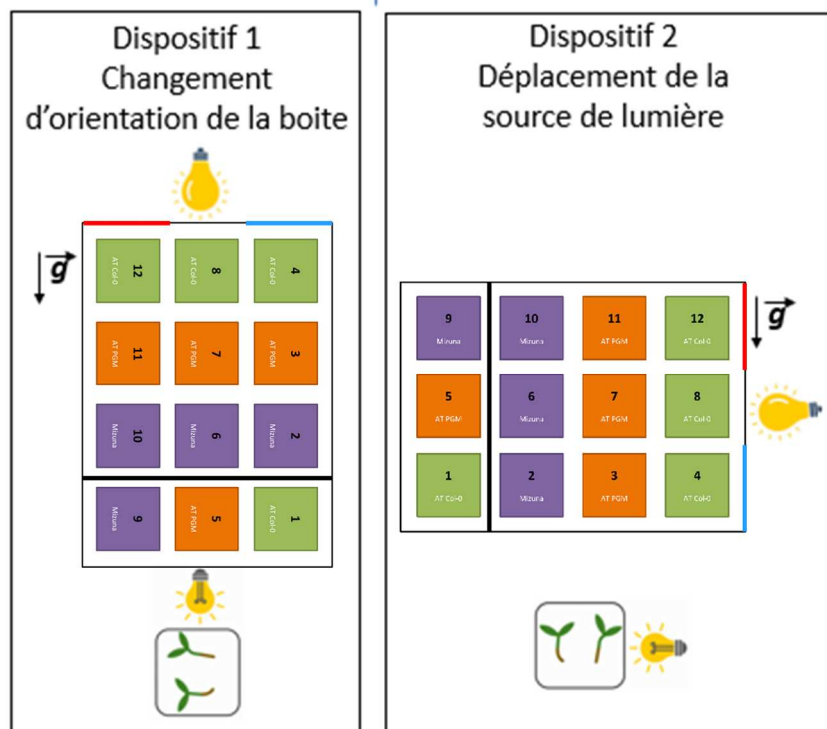
JOUR 4

- Prise de photo en ouvrant le couvercle sans déplacer ni changer l'orientation de la boîte.
- Et vérification des contaminations.

JOUR 5

- Prise de photographies.
- Changement de sens d'induction de la lumière.
Deux dispositifs sont au choix des professeurs (voir figure ci-après). Chacun teste des hypothèses différentes et conduit à des résultats spécifiques.
 - Dans les deux cas : fermeture de la face 1 et ouverture de la face 2 (avec filtres colorés).
 - Dispositif 1 : Changer l'orientation de la boîte de sorte qu'elle repose désormais sur la face droite et que la fenêtre avec les filtres colorés soit vers le plafond
 - Dispositif 2 : Laisser la boîte telle qu'elle était posée pendant les 5 premiers jours, mais déplacer la source de lumière.

Figure 7 — schéma des deux dispositifs possibles.



Le choix du dispositif expérimental

Dispositif 1 — Rotation de la boîte ChlorISS

On fait pivoter la boîte ChlorISS de 90° par rapport à sa position initiale. La source lumineuse reste fixe. Par conséquent, la direction de la gravité par rapport à la plante change. Cependant, la direction du stimulus lumineux change également (la lumière entre alors par la partie où les filtres colorés sont installés).

- Fermer la fenêtre du haut, et ouvrir la fenêtre latérale (sur laquelle ont été placés les filtres de lumière)
- Faire pivoter la boîte ChlorISS de 90° (rotation horaire ou antihoraire en fonction de la disposition des fenêtres). La source lumineuse éclaire toujours les boîtes de culture depuis le haut, mais les plantes ont subi une rotation, et sont maintenant dans des conditions lumineuses différentes.

Dispositif 2 — Déplacement de la source lumineuse

La boîte ChlorISS reste dans sa position initiale (orientation inchangée par rapport à la gravité). On déplace uniquement la source lumineuse pour qu'elle éclaire la plante latéralement.

- À J5, conserver la boîte ChlorISS dans sa position verticale d'origine.
- Changer l'orientation de la source lumineuse, en fermant l'ouverture en haut de la boîte, et en ouvrant la fenêtre latérale (fenêtre sur laquelle ont été placés les filtres de lumière). La source lumineuse éclaire maintenant les boîtes de culture depuis le côté, selon quatre conditions lumineuses, mais les plantes n'ont pas subi de changement d'orientation.

Dans les deux cas, les résultats pourront être comparés avec ceux obtenus par Sophie Adenet.

JOUR 6

- Prise de photographies.
- Et vérification des contaminations.

JOUR 7

- Prise de photographies.
- Et vérification des contaminations.

JOUR 8

- Prise de photographies.
- Et vérification des contaminations.

JOUR 9

Dernier jour de l'expérience.

- Prise de photographies.
- Et vérification des contaminations.

JOUR 10 : FIN DE L'EXPERIENCE

Enlever le couvercle des boites de Petri et prendre des photos de chaque boite comme précédemment.

Si vous avez décidé de poursuivre l'expérience quelques jours de plus : refermez le couvercle et continuez vos observations chaque jour.

À la fin, mise au rebut.

La prise de photographies

- Boite ouverte (buée très probable sur le couvercle)
- Maintenir la position verticale
- Placer l'appareil photo ou le téléphone parallèle à la boite (parallaxe)
- Garder toujours à la même distance entre la boite et le téléphone

LA PRISE DE MESURE

Un suivi régulier permet de comprendre la réponse des plantules aux stimulus. Des mesures peuvent être effectuées tout au long de l'expérience, mais aussi à la fin de l'expérience, à J10.

1. MESURE DE LA CROISSANCE

Pour chaque boîte de culture et chaque plantule observable, il est possible de mesurer :

- la taille de la racine (en millimètres), de la base de la graine à l'extrémité de la racine ;
- la taille de la tige (en millimètres), de la base de la graine à l'apex de la tige.

2. DIRECTION DE CROISSANCE ET MESURE DES ANGLES

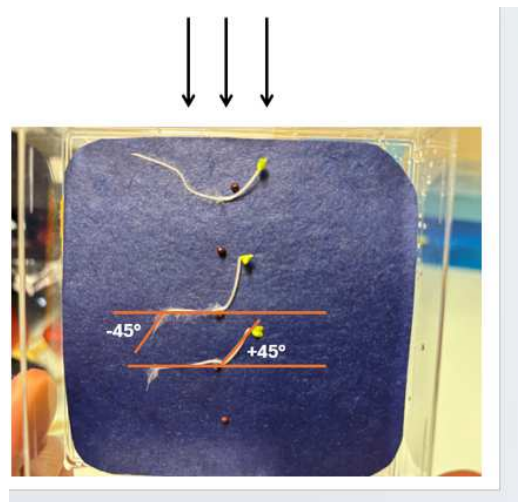
À J10, l'angle de courbure peut être mesuré sur la photographie de la plantule, à l'aide d'un rapporteur ou d'un logiciel de mesure d'images (par exemple Mesurim2, voir les pistes proposées dans le livret pédagogique).

Cet angle mesuré permet de caractériser l'écart entre la direction de croissance initiale (avant induction) et la direction de croissance observée à J10.

Dispositif 1 (rotation de la boîte ChlorISS) - convention de signe pour les angles

- **Angle positif** : courbure dirigée vers le haut (gravitropisme négatif)
- **Angle négatif** : courbure dirigée vers le bas (gravitropisme positif)
- **Angle nul** : absence de courbure significative (gravitropisme nul)

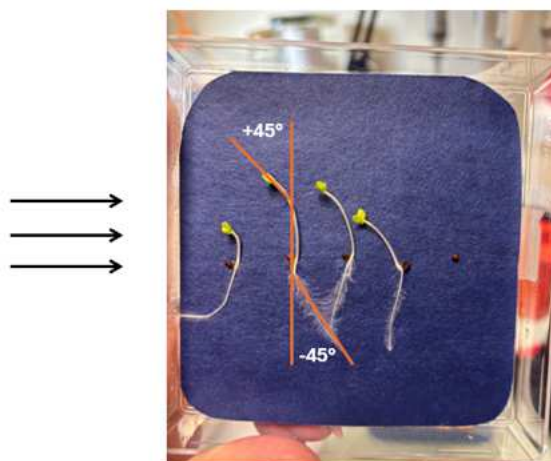
Figure 8 — exemple de mesure d'angle de courbure.



Dispositif 2 (déplacement de la source lumineuse) - convention de signe pour les angles

- **Angle positif** : courbure dirigée vers la lumière (phototropisme positif)
- **Angle négatif** : courbure dirigée vers l'obscurité (phototropisme négatif)
- **Angle nul** : absence de courbure significative (phototropisme nul)

Figure 9 — exemple de mesure d'angle de courbure.



Remarque : Il est possible d'utiliser mesurim2 à partir des photographies pour mesurer la croissance et les angles de croissance. Dans ce cas, mettre sur le couvercle de la boîte, par exemple, un morceau de papier calque millimétré, un objet dont la taille est connue, une règle, etc. Pour plus d'informations, consulter le [livret pédagogique](#).

ÉTAPE 5 – ENVOI ET PARTAGE DES DONNEES (FACULTATIF)

La transmission des résultats permet de mutualiser les observations de toutes les classes participantes. Dans un esprit de science collaborative, cette mise en commun permet une exploitation plus robuste des résultats.

MODALITES D'ENVOI

Compléter le formulaire en ligne, disponible sur le [réseau ChlorISS sur Magistère](#) (un formulaire par boîte ChlorISS).

Conserver une copie des données dans la classe pour permettre la comparaison ultérieure avec les résultats de l'ISS et des autres classes participantes.

DONNEES A TRANSMETTRE

Chaque contribution compte. Les données incomplètes sont tout à fait acceptables.

Pour chaque boîte ChlorISS, transmettre :

- Le niveau de classe et la date de l'observation.
- Le dispositif utilisé (Dispositif 1 ou Dispositif 2).
- L'espèce étudiée (Arabidopsis WT, Arabidopsis PGM, Mizuna ou autre espèce).
- Pour la racine et pour chaque condition lumineuse : direction observée, angle moyen .
- Pour la tige et pour chaque condition lumineuse : direction observée, angle moyen.

Figure 10 — extrait du formulaire de transmission des résultats.

ARABIDOPSIS THALIANA — TYPE SAUVAGE (WT)

Racine

Dans quelle direction la racine s'est-elle développée ?

Condition lumineuse	Direction de la racine
<input checked="" type="radio"/> Lumière bleue	— Non renseigné —
<input type="radio"/> Lumière blanche	— Non renseigné —
<input type="radio"/> Lumière rouge	— Non renseigné —
<input type="radio"/> Obscurité	— Non renseigné —

Angle moyen de courbure (degrés, optionnel)

Convention (Dispositif 1) : valeur positive = vers le haut, négative = vers le bas. 0 si aucune courbure.

Condition lumineuse	Angle (degrés)
<input checked="" type="radio"/> Lumière bleue	vido si non mesuré
<input type="radio"/> Lumière blanche	vido si non mesuré
<input type="radio"/> Lumière rouge	vido si non mesuré
<input type="radio"/> Obscurité	vido si non mesuré

EN CAS DE DIFFICULTES

- Si vos graines ne germent pas : vérifier l'humidité du support et la température ambiante.
- Si vos plantules courbent avant induction (avant J5) : vérifier que les boites sont strictement verticales.
- Si des moisissures apparaissent : isoler la boîte concernée, signaler dans les remarques et ne pas inclure les plantules concernées dans les mesures.

— Bonne expérience à toutes et à tous ! —