

Nitrification des sols

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Bêche, tamis de 2 mm, 50 récipients de plastique à usage alimentaire (capacité de 500 ml) avec couvercles, feuille d'aluminium, sacs plastiques pour les échantillons de sol, entonnoirs de plastique, papiers filtres, balance portable, eau distillée, flacon souple, thermomètre (0-50 ou 100 °C), millivoltmètre, électrode de référence et électrode ionique (de détection des ions nitrate), solutions étalons, solutions tampons, feuille de polyéthylène, crayon et papier, papiers oléosensibles/hydrosensibles, feutre marqueur indélébile.

Il est nécessaire de se procurer un échantillon de sol composite, représentatif de la zone traitée. S'assurer que les types de sol et de couvert végétal soient appariés avant de creuser et de procéder à l'échantillonnage mentionné au point 1. Si plusieurs types de sols distincts se trouvent dans la zone traitée, il est recommandé de choisir le type dominant, ou, à défaut, de décider d'effectuer le test sur plus d'un type de sol.

Méthode

- Prélever 1 kg de sol de surface (à une profondeur de 0 à 5 cm) sur 10 sites de la zone qui sera traitée. Retirer la végétation et les racines avant de passer l'échantillon au tamis de 2 mm. Si l'échantillon est humide, sécher le sol à l'air jusqu'à ce qu'il puisse passer au travers du tamis. Mélanger les échantillons pour produire un échantillon composite.
- Peser des aliquotes de 100 g de sol dans 40 récipients de plastique à usage alimentaire prépesés. Fermer les couvercles. Emballer dans un sac plastique double 1 kg de l'échantillon composite de sol pour effectuer ultérieurement les mesures de texture, de pH et de capacité de rétention d'eau.
- Déterminer l'humidité du sol et sa capacité de rétention d'eau comme décrit dans les fiches méthodologiques du chapitre 5. Calculer 70 % de la capacité de rétention d'eau (capacité de rétention d'eau en g x 0,7).
- Mouiller les échantillons de sol dans les récipients de plastique à l'aide d'une solution de sulfate d'ammonium¹ pour amener un amendement azoté de 100 µg de N-NH₄ par gramme de poids sec de sol et porter l'humidité du sol à 70 % de la capacité sur le terrain. Peser le tout, inscrire sur le récipient le poids trouvé (sol et récipient sans le couvercle) à l'aide d'un feutre marqueur indélébile.
- Peu de temps avant la pulvérisation, placer les 40 récipients sur les sites devant être traités. Ils peuvent être positionnés entre les rangées de culture ou à découvert, si la pulvérisation est aérienne. Il est conseillé de les disposer par groupes de 4, espacés d'1 m, pour faciliter leur manipulation et la logistique de l'opération. Placer également des lames enduites d'oxyde de magnésium ou des papiers oléosensibles/hydrosensibles autour de chaque groupe de récipients.
- Juste avant la pulvérisation, retirer les couvercles de la moitié des récipients (20). Les récipients qui ont conservé leurs couvercles (20) sont les témoins et sont marqués comme tels. En l'absence d'ombre, placer des feuilles d'aluminium sur les couvercles des récipients témoins pour limiter les effets de la chaleur.
- Remettre les couvercles dès que possible après la pulvérisation pour limiter l'évaporation et ramener les échantillons au camp de base ou au laboratoire. Les lames enduites d'oxyde de magnésium et les papiers doivent porter des dépôts de gouttelettes et confirmer ainsi que les sols ont été contaminés par le pesticide (voir chapitre 4 pour le comptage des gouttelettes).
- Placer les récipients sans leurs couvercles dans une boîte en carton solide, tapissée d'une feuille de polyéthylène. Placer quelques récipients contenant de l'eau dans la boîte pour augmenter l'humidité relative. Stocker la ou les boîtes à l'ombre.
- Ajuster l'humidité du sol quotidiennement dans tous les récipients en plaçant les récipients sur une balance et en faisant couler de l'eau uniformément sur le sol jusqu'à obtenir le poids trouvé au point 4.
- Incuber les échantillons de sol pendant 50 jours maximum (en fonction de la température ambiante). Prélever quatre échantillons témoins et quatre échantillons traités à (par exemple) 0, 10, 20, 30 et 40 jours. Plus la température sera basse, plus la durée d'incubation sera longue.
- Avant d'extraire le N-NO₃ des sols, peser le récipient et le sol, puis mélanger à l'aide d'une spatule ou d'une cuillère. Prélever 50 g dans chacun des échantillons répétés, placer cette quantité dans un flacon avec 100 ml d'eau déminéralisée/eau distillée et secouer pendant 30 secondes. Laisser reposer pendant 30 minutes, puis secouer et laisser reposer de nouveau. Secouer et laisser reposer une troisième fois, puis prélever 10 ml du liquide surnageant et mélanger ce liquide à 10 ml de (NH₄)₂SO₄ 2M (solution tampon d'ajustement de force ionique ou solution ISAB²). Cet échantillon sera mesuré à l'aide de l'électrode ionique. S'assurer que tous les échantillons soient bien étiquetés lors de toutes les étapes.

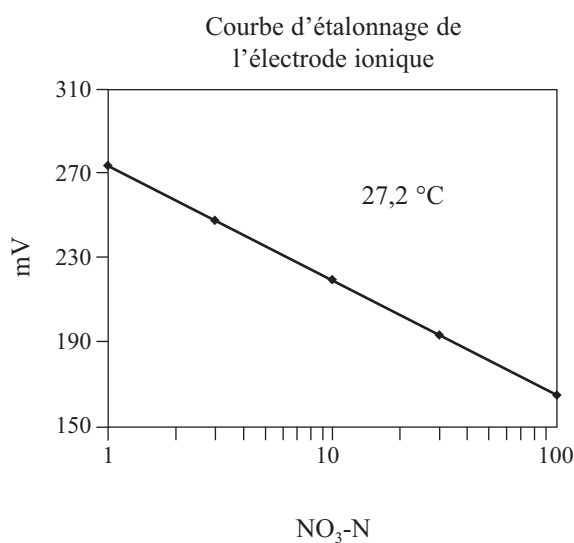
- Préparer un jeu de solutions étalons de N-NO₃ (de 1 à 100 ppm) pour étalonner l'électrode ionique de détection du NO₃ couplée à une électrode de référence à double jonction. Prélever 10 ml de chaque solution étalon et ajouter 10 ml de solution ISAB avant l'étalonnage. Les solutions étalons et les échantillons doivent être à la même température lors de la mesure en millivolts (si la mesure s'effectue sur le terrain, stocker les échantillons et les solutions étalons dans un bol d'eau). Lire la mesure en millivolts et tracer les résultats en mV en fonction de la concentration des solutions étalons, puis calculer le nitrate présent dans les échantillons en µg de N-NO₃/g de sol sec. Laver l'électrode entre chaque échantillon avec de l'eau distillée. Peu importe si la mesure diffère lors du prochain échantillonnage, qui peut se situer 10 jours plus tard, dans la mesure où tous les échantillons et toutes les solutions étalons sont à la même température lors des mesures.
- Refaire l'étalonnage de l'électrode pour chaque période d'échantillonnage et jeter les solutions étalons après usage, sauf si elles ont été conservées au froid.
- Faire une moyenne des résultats obtenus pour les sols témoins et les sols traités pour chaque période. Tracer sur un graphique, pour les témoins et pour les échantillons traités, la quantité cumulée de N-NO₃/g de sol sec en fonction du temps en jours (sur l'axe des x).

Note

¹ Sulfate d'ammonium pour amendement azoté: dissoudre 4,716 g de (NH₄)₂SO₄ sec dans 1 litre d'eau. Si 10 ml d'eau sont nécessaires pour amener 100 g d'échantillon de sol à 70 % de la capacité sur le terrain (point 3), mouiller le sol avec 10 ml de la solution de (NH₄)₂SO₄ procurera 47,16 mg de (NH₄)₂SO₄, soit 10 mg de N-NH₄ ou 100 µg de N-NH₄/g de sol.

² Solution ISAB: (NH₄)₂SO₄ 2M. Dissoudre 264 g de (NH₄)₂SO₄ dans 1 litre d'eau.

³ Solution étalon de N-NO₃: 100 µg de N-NO₃ par millilitre. Peser 0,722 g de KNO₃ pur et sec puis dissoudre cette quantité dans de l'eau déminéralisée et porter la dilution à 1 litre dans une fiole jaugée. Réfrigérer (peut se garder 1 mois), sinon refaire une solution fraîche. Constituer des solutions étalons de 1, 5, 10 et 50 µg de N-NO₃: pipeter 0,5 ; 2,5 ; 5 et 25 ml de la solution étalon, mettre cette quantité dans des fioles jaugées de 50 ml (étiqueter les fioles), puis compléter au volume. Prendre 10 ml de chaque solution étalon, ajouter 10 ml de solution ISAB et mesurer le potentiel en mV. Tracer les résultats obtenus sur un papier millimétré à échelle semi-logarithmique pour obtenir une ligne plus ou moins droite.



Respiration du sol (à long terme et sur le terrain)

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Sacs plastiques pour les échantillons de sol, eau distillée, flacon souple, thermomètre, boîtes de café type collectivités (environ 25 x 28 cm), bocaux en verre avec couvercles à vis étanches (6 x 7 cm), trépied métallique, hachette, feuille d'aluminium, boîtes de carton, carnet de notes, feutre marqueur indélébile, NaOH 1N.

Le chlorure de baryum est un poison, ne pas pipeter à la bouche.

Dans la mesure du possible, appairer les sites en termes de type de sol, végétation environnante et couvert végétal (voir chapitres 1 et 7).

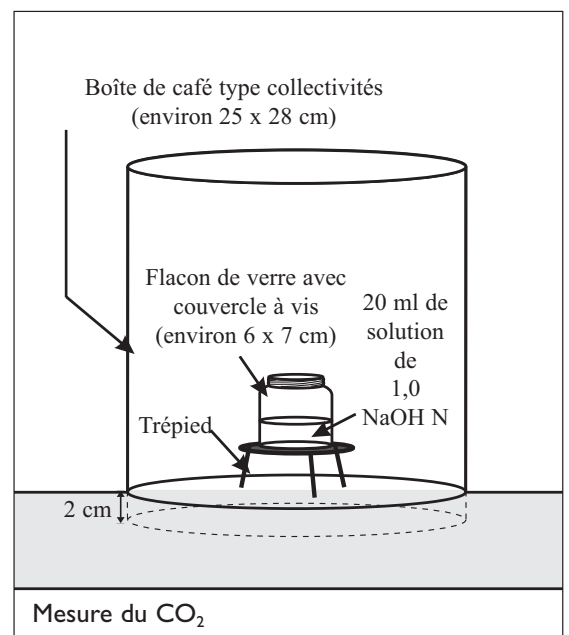
Méthode

- Sélectionner, dans les zones traitées et dans les zones non traitées, 5 à 10 sites appariés pour la mesure à long terme de la respiration du sol¹.
- Une fois sur le terrain (jamais à l'avance), pipeter avec soin (utiliser une poire de prélèvement) 20 ml de NaOH 1N dans un flacon en verre placé sur un trépied métallique isolant le flacon du sol d'environ 2 cm (voir schéma). Recouvrir le flacon avec la boîte de café et enfoncer la boîte dans le sol d'environ 2 cm. Si l'emplacement est exposé à la lumière directe du soleil, prévoir un abri de branches et de feuillages ou placer sur la boîte de café un carton recouvert d'une feuille d'aluminium. Noter l'heure et donner au site un numéro. Consigner ces informations dans un carnet de notes.
- Au même moment, placer deux flacons contenant du NaOH dans des boîtes de café identiques, mais fermées (les couvercles en plastique sont en général suffisants mais une meilleure étanchéité peut être obtenue en formant un cordon de graisse silicone sur le bord des couvercles). Exposer ces récipients aux mêmes conditions: ils serviront de témoins lors de la mesure du dioxyde de carbone dégagé en indiquant la quantité de CO₂ présente initialement dans les boîtes.
- Au bout de 24 h, soulever avec précaution les boîtes du sol et récupérer le flacon contenant le NaOH. Fermer à l'aide d'un couvercle étanche et numéroter le flacon (pas le couvercle) à l'aide d'un feutre marqueur indélébile. Consigner le temps d'exposition. Ranger les récipients pour les transporter au camp de base ou au laboratoire.
- Réinstaller le dispositif de mesure à une courte distance des sites précédents pour poursuivre le suivi sur une période déterminée, par exemple 1, 2, 3, 5, 10, 20 et 30 jours après la pulvérisation.
- À l'aide d'une pipette Pasteur, ajouter une quantité suffisante de BaCl₂ 3N à la solution de NaOH pour précipiter le BaCO₃ (précipité blanc), puis ajouter quelques gouttes de phénolphaléine (indicateur coloré). Titrer lentement le NaOH avec le HCl 1N tout en agitant *doucement* le récipient. Prendre garde à ce que les gouttes d'acide ne touchent pas le précipité (le précipité de BaCO₃ ne doit pas se dissoudre). Noter le point de titrage quand l'indicateur change de couleur.
- Calculer le dioxyde de carbone dégagé par le sol à l'aide de la formule suivante:

$$\text{mg CO}_2 = \frac{(\text{ml de HCl titré dans les boîtes fermées} - \text{ml de HCl titré dans les boîtes exposées au sol})}{l \text{ (normalité de l'acide)} \times 22 \text{ (poids équivalent de CO}_2)}$$

$$\text{Puis convertir en mg de CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ h}^{-1} = \frac{\text{mg de CO}_2 \times 10,000 \text{ cm}^2}{\text{superficie de sol couverte par la boîte (cm}^2) \times \text{heures d'exposition}}$$

- Calculer le taux moyen de respiration (+/-SE) pour les échantillons répétés et tracer la quantité de dioxyde de carbone dégagé en fonction du temps (axe des x).



CONSEILS

¹ Lors du choix des sites, s'assurer de bien prendre des zones de terrain similaires, dépourvues de racines d'arbres, de graminées ou autre végétation (dans les zones cultivées, se placer entre les plants), de termitières ou de fourmilières. Ne pas répéter l'échantillonnage au même endroit dans un intervalle de temps réduit.

Réactifs:

NaOH N: Dissoudre 40 g de NaOH dans 500 ml d'H₂O et diluer pour obtenir 1 litre

HCl N: Dissoudre 83 ml d'HCl concentré (37 %) dans 1 litre d'H₂O

BaCl₂ 3N (poison): Dissoudre 31 g de BaCl₂ anhydre dans 100 ml d'H₂O

Phénolphtaléine: 1 g dans 100 ml d'éthanol à 95 %.

Transporter tous les réactifs dans des récipients offrant toutes les conditions de sécurité (le plastique est recommandé). Vérifier les couvercles!

Respiration du sol (méthode semi-continue)

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Bêche, tamis de 2 mm, 50 récipients de plastique à usage alimentaire (capacité de 500 ml) et couvercles, feuille d'aluminium, sacs plastiques pour les échantillons de sol, balance portable (200 g), eau distillée, flacon souple, thermomètre, tamis de 0,5 mm ou paille prépesée, tubes de Dräger (0,02 à 0,3 % CO₂) et soufflet, couvercle modifié pour les mesures, feutre marqueur indélébile, chronomètre ou montre chronomètre.

Il est nécessaire de se procurer un échantillon de sol composite, représentatif de la zone traitée. S'assurer que les types de sol et de couvert végétal soient appariés avant de creuser et de procéder à l'échantillonnage mentionné au point 1. Si plusieurs types de sols distincts se trouvent dans la zone traitée, soit choisir le type dominant, soit décider d'effectuer le test sur plus d'un type de sol.

Méthode

- Prélever 1 kg de sol de surface (à une profondeur de 0 à 5 cm) sur 10 sites de la zone qui sera traitée. Mélanger les échantillons et retirer la végétation et les racines avant de passer l'échantillon au tamis de 2 mm. Si l'échantillon est humide, sécher le sol à l'air jusqu'à ce qu'il puisse passer au travers du tamis.
- Peser des aliquotes de 100 g de sol dans 40 récipients de plastique à usage alimentaire prépesés. Fermer les couvercles.
- Emballer dans un sac plastique double 1 kg de sol pour effectuer ultérieurement les mesures de texture et de pH (voir fiches méthodologiques au chapitre 5) soit sur le terrain, soit au laboratoire.
- Déterminer l'humidité du sol et la capacité de rétention d'eau comme indiqué dans les fiches méthodologiques au chapitre 5. Calculer 70 % de la capacité de rétention d'eau (capacité de rétention d'eau en g x 0,7).
- Ajouter à chaque aliquote de sol 0,5 g d'amendement organique sec (par exemple de l'herbe sèche – voir page 154, chapitre 7) broyé pour passer au travers d'un tamis de 0,5 mm. Mélanger soigneusement.
- Amener l'humidité du sol à 70 % de la capacité sur le terrain en versant doucement de l'eau distillée. Peser le tout, inscrire sur le récipient (pas sur le couvercle) le poids trouvé (sol et récipient) à l'aide d'un feutre marqueur indélébile.
- Peu de temps avant la pulvérisation, placer les 40 récipients sur les sites devant être traités. Ils peuvent être disposés par groupes de 4 ou répartis sur la zone à traiter. Placer des papiers oléosensibles/hydrosensibles autour de chaque récipient pour estimer le dépôt de pesticide. Juste avant la pulvérisation, retirer les couvercles de la moitié des récipients. Les récipients avec un couvercle sont les témoins. Si les récipients sont en plein soleil, placer une feuille d'aluminium sur les couvercles des témoins pour limiter les effets de la chaleur.
- Remettre les couvercles dès que possible après la pulvérisation pour limiter l'évaporation et inscrire « traité » sur les récipients soumis à la pulvérisation. Transporter les échantillons au camp de base ou au laboratoire.
- Prélever les papiers oléosensibles/hydrosensibles sans toucher leur surfaces (voir au chapitre 4 la méthode de comptage des gouttelettes).
- Ouvrir ou retirer les couvercles (pour permettre les échanges d'air), puis placer les récipients dans une boîte de carton solide tapissée d'une feuille de polyéthylène pour réduire l'évaporation (incubateur). Placer quelques récipients contenant de l'eau dans la boîte pour augmenter l'humidité relative. Stocker la ou les boîtes à l'ombre.
- Ajuster l'humidité du sol dans tous les récipients tous les deux jours en plaçant les récipients sur une balance et en faisant couler de l'eau uniformément sur le sol jusqu'à obtenir le poids trouvé au point 6. Incuber les échantillons de sol pendant 30 jours maximum et mesurer, à la même heure chaque jour, le dioxyde de carbone dégagé après 1, 5, 10, 20 et 30 jours (environ).
- Pour mesurer le dioxyde de carbone, sortir un récipient de l'incubateur, peser le récipient pour calculer son taux d'humidité et fixer un couvercle percé d'ouvertures (voir schéma) permettant de mesurer la température du sol et d'aspirer l'air à la surface du sol dans un tube Dräger d'analyse de gaz. Fixer le tube de plastique sur le soufflet et pomper 1 litre d'air (10 impulsions) avant de casser l'embout de verre (soigneusement) d'un tube Dräger à 0,02-0,3 % de dioxyde de carbone. Fixer le tube de plastique sur l'extrémité cassée du tube Dräger et l'autre extrémité sur le soufflet. **Astuce:** Il est possible de relier deux récipients à l'aide d'un T en verre si deux couvercles modifiés ont été préparés. Cette manipulation permet d'augmenter les concentrations de dioxyde de carbone quand le taux de respiration du sol est faible naturellement.
- Faire passer l'air dans le tube en comprimant à fond le soufflet 20 fois et en le relâchant à fond 20 fois (2 litres), à l'aide du chronomètre, noter la durée entre le début et la fin de l'expérience et lire le pourcentage de dioxyde de carbone en fonction de la couleur relevée sur le tube. Remettre à zéro le compteur de la pompe, remettre le tube en place et procéder de même avec les autres récipients.

- Tous les deux ou trois échantillons, ajuster un nouveau tube Dräger et mesurer la concentration ambiante en dioxyde de carbone et la température de l'air (à environ 1 m de hauteur). Mesurés à cette fréquence, l'air ambiant et l'air aspiré sont sensiblement à la même température.

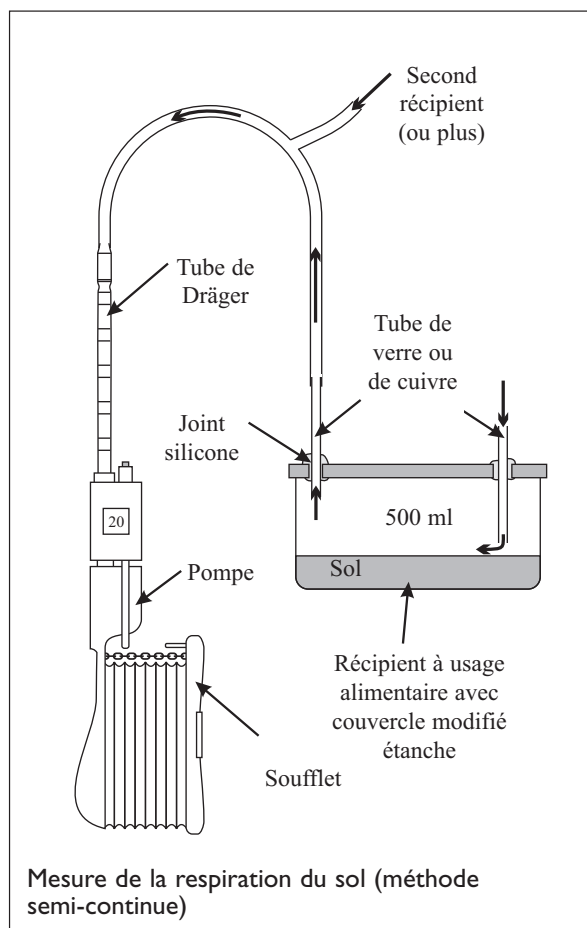
- Calculer le taux de respiration du sol dans chaque récipient à l'aide de la formule:

$$\frac{\% \text{ en volume de CO}_2 \text{ dans l'échantillon} - \% \text{ en volume de CO}_2 \text{ dans l'air} \times \text{volume d'air aspiré} \times 3600}{100 \times \text{temps nécessaire pour aspirer l'air (s)} \times \text{g de sol sec}} = \text{ml CO}_2 \text{ g de sol sec}^{-1} \text{h}^{-1}$$

- Effectuer les corrections pour la température et la pression:

$$\frac{\text{ml CO}_2 \text{ g de poids}^{-1} \text{ h}^{-1} \times 101,3 \times 273}{101,3 \times (273 - \text{température du sol})}$$

- Une fois les corrections de température et de volume effectuées, multiplier par 1,96 pour obtenir le taux de respiration en mg^{-1} de CO_2 g de sol sec h^{-1} .
- Calculer, pour chaque période de mesure de la respiration, le taux moyen de respiration et l'erreur type pour quatre échantillons traités et quatre échantillons non traités (échantillons répétés). Tracer les résultats en fonction du temps (axe des x).



Estimation de l'activité des lombrics

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Déplantoir ou bêche, chaîne d'arpenteur, ficelle (50 m), crayon et papier, sacs plastiques, flacons de plastique, table de nombres aléatoires ou machine à calculer.
Standardiser les heures pendant lesquelles sont effectués les comptages.

MÉTHODE DU TRANSECT

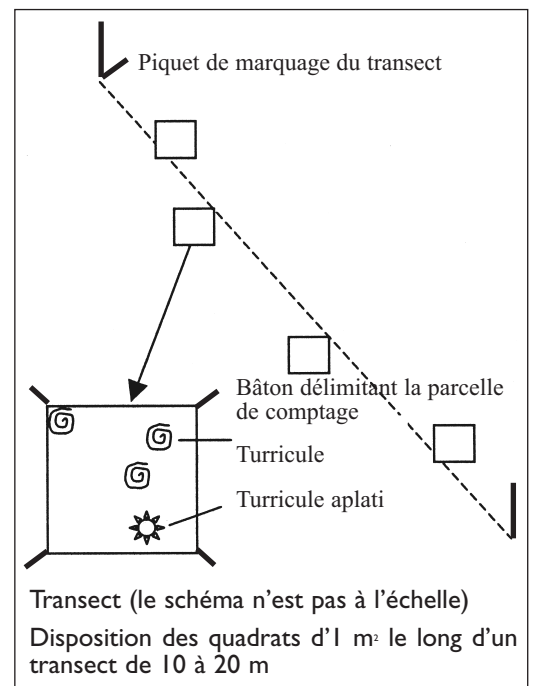
Méthode

- Identifier les transects possibles dans les zones traitées et non traitées, en considérant la facilité d'accès, les zones de végétation similaire, la pente et les habitats pour obtenir des transects appariés. Les longueurs des transects sont déterminées par la superficie des zones de culture, mais une longueur de 10 à 20 m est en général acceptable en zone cultivée.
- À l'aide de la chaîne d'arpenteur ou de la ficelle, tracer une ligne droite, en choisissant au hasard le départ des transects.
- Sélectionner, à des intervalles aléatoires le long du transect, 5 à 10 parcelles d'1 m² pour compter les turricules de lombrics (excréments rejetés à la surface et formant de petits tas). Utiliser la table de nombres aléatoires ou une machine à calculer. Ensuite, mesurer et délimiter clairement les zones d'échantillonnage à côté du transect à l'aide de ficelle ou de bâtons (pour éviter de marcher dessus).
- Compter le nombre de turricules dans la zone d'échantillonnage et, si différents types de turricules sont identifiables, compter le type de turricule. Noter les chiffres obtenus en fonction de leur position le long du transect. Consigner également l'heure et les conditions météorologiques.
- Retirer ou aplatir les turricules à l'aide du déplantoir après les avoir comptés.
- Compter de nouveau les turricules à des intervalles allant de tous les 2 jours à toutes les semaines.
- Après les dénombrements, prélever de petits échantillons de sol (200 g) des parcelles. Garder ces échantillons dans des sacs plastiques fermés et étiquetés pour effectuer ultérieurement des mesures de pH et d'humidité.

MÉTHODE DES QUADRATS

Méthode

- Si la végétation ou l'espacement des cultures le permettent, tirer à pile ou face l'emplacement de 10 quadrats de 0,25 ou 0,5 m² dans les zones traitées et non traitées. Puis suivre la même procédure à partir du point 4 de la méthode du transect.



CONSEILS

Option: s'il est prévu d'effectuer une longue série d'observations (par exemple, pendant une saison complète), prélever et peser les turricules (poids sec du sol) pour déterminer le taux de renouvellement du sol.

Déterminer les intervalles d'échantillonnage en fonction de l'acuité relative de l'effet du pesticide sur les turricules.

Exprimer les résultats sous forme de la moyenne des turricules avec erreur type par m² et par jour (ou autre intervalle de temps adapté). Effectuer des tests statistiques pour comparer les différences enregistrées entre les sites contaminés (traités) et les sites non contaminés (non traités).

Tracer sur le même graphique le nombre de turricules en fonction du temps et de l'humidité du sol en pourcent.

Estimation de la population de lombrics

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Tarière, déplantoir ou bêche, chaîne d'arpenteur, formol à 40 %, crayon et papier, gants de caoutchouc, sacs plastiques, flacons de plastique.

Consulter le chapitre 3 sur la manière de manipuler le formol en toute sécurité.

ARROSAGE AU FORMOL

Méthode

- Délimiter entre 5 et 10 parcelles d'échantillonnage dans les zones traitées et non traitées. La taille de ces parcelles doit être d'environ 0,05 m²: la taille n'est pas un facteur critique, mais il est capital de standardiser cette taille d'une parcelle à l'autre. Il est possible d'utiliser un cylindre de section similaire à la superficie de la parcelle pour marquer le sol aux endroits choisis. Dans chaque zone à échantillonner, prélever environ 200 g de sol à l'aide du déplantoir, emballer ce sol dans un sac plastique pour en déterminer le pH et l'humidité, soit sur le terrain, soit ultérieurement au laboratoire.
- Préparer la solution de formol en prenant toutes les précautions requises (porter des gants de caoutchouc et ne pas éclabousser le produit sur la peau). Verser 20 ml de formol à 40 % dans 4 litres d'eau (ou 25 ml dans 5 litres, 50 dans 10 litres, etc.), puis mélanger. Prélever 300 ml de cette solution à l'aide d'une boîte de conserve ou d'une éprouvette graduée et verser le formol dilué de manière uniforme sur chaque parcelle délimitée.
- Prélever les lombrics qui sortent de la terre. Le temps mis par les vers pour sortir de terre varie avec l'humidité du sol, la densité en lombrics et leur proximité de la surface: prélever à des intervalles réguliers (ex: 15 à 30 min dans les sols humides et riches en matières organiques). Mettre les lombrics dans un flacon de plastique étiqueté avec le nom du site et le numéro d'échantillon, puis ajouter quelques millilitres de la solution de formol pour les conserver, si la suite des opérations n'est pas effectuée sur le terrain.
- Répéter l'arrosage après que les lombrics ont cessé de sortir pour prélever ceux enfouis plus profondément dans le sol, particulièrement dans les sols secs. Effectuer l'échantillonnage des populations de lombrics tous les 10 à 14 jours, particulièrement si le suivi concerne des pesticides rémanents, comme le DDT, ou des produits entraînant la stérilisation de sol. Éviter d'effectuer l'arrosage sur des endroits qui ont déjà subi ce type d'échantillonnage.
- Trier et compter les lombrics par morpho-espèces (demander ultérieurement l'aide d'un taxonomiste). Mettre en correspondance les dénombrements et la superficie échantillonnée.

CAROTTAGES DE SOL

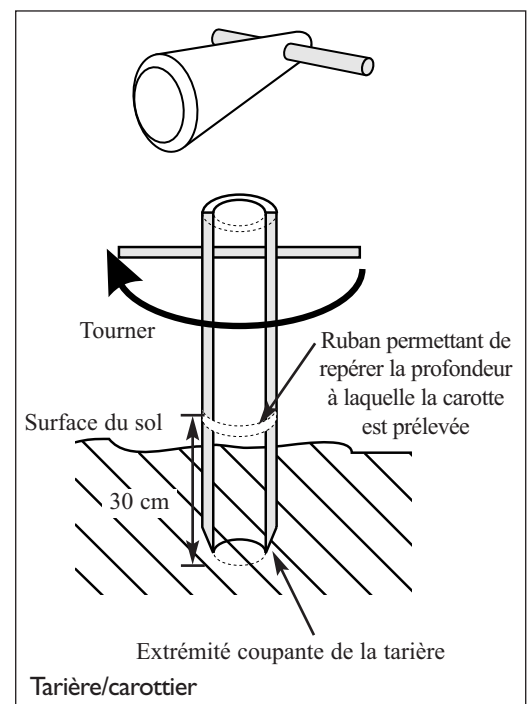
Méthode

- Effectuer à l'aide d'une tarière en acier, dans les zones traitées et non traitées, 15 à 20 carottages de sol à une profondeur d'environ 30 cm. Prélever les carottes aléatoires dans un site d'échantillonnage.
- Sortir l'échantillon de la tarière pour le mettre dans un sac plastique si le tri ne s'effectue pas sur le terrain. Mettre dans le sac une étiquette en papier écrite au crayon et portant le nom du site, le numéro de la carotte, la date, etc.
- Trier l'échantillon de sol à l'œil nu après l'avoir mis sur un plateau: trier les lombrics par morpho-espèces avant de les compter ou de les peser. Mettre en correspondance les dénombrements et le volume (densité) de sol échantillonné.
- Répéter les estimations de population tous les 10 à 14 jours.

CREUSAGE DE TROUS

Méthode

- Creuser des trous est une alternative au carottage. Délimiter 10 parcelles aléatoires de 25 x 25 cm dans chaque zone traitée et non traitée et creuser le sol à l'aide d'un déplantoir ou d'une bêche à une profondeur de 30 cm (ou comme nécessaire). Mettre le sol ainsi prélevé dans des sacs plastiques. Étiqueter comme indiqué au point 3 de la méthode par arrosage au formol.



- Trier l'échantillon de sol à l'œil nu après l'avoir mis sur un plateau blanc. Compter les lombrics en fonction de leur type. Exprimer le résultat sous forme de la densité (volume de sol ou surface).
- Déterminer le pH et l'humidité du sol sur l'un des échantillons mis en sac.
- Répéter les estimations de population tous les 10 à 14 jours.

CONSEILS

Il est possible de fabriquer une tarière à partir d'un tuyau en acier de 4 à 6 cm en aiguisant la partie destinée à pénétrer le sol. Cependant, une tarière d'un diamètre supérieur (+ de 10 cm) est préférable.

L'arrosage au formol tue la végétation, cette méthode est à utiliser avec précaution entre les cultures.

Ne pas jeter le reste de la solution au formol dans les mares ou les cours d'eau.

Quand les sols sont secs, il est nécessaire de traiter des superficies plus grandes (1 m²) avec 10 litres de solution. Peu après l'échantillonnage (dans les 1 à 2 jours), déterminer le pH et la teneur en humidité du sol sur l'un des échantillons mis en sac.

Couvert algal

À RETENIR

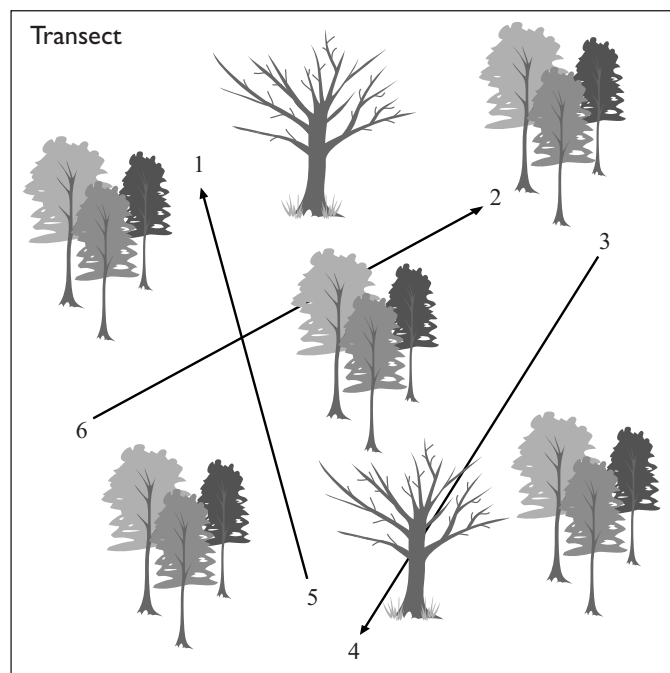
ÉQUIPEMENT: Quadrat, chaîne d'arpenteur, ficelle (50 m), crayon et papier, sacs plastiques.

Transects: numéroté les extrémités des transects (il peut y en avoir plus que les 3 mentionnés sur le schéma).

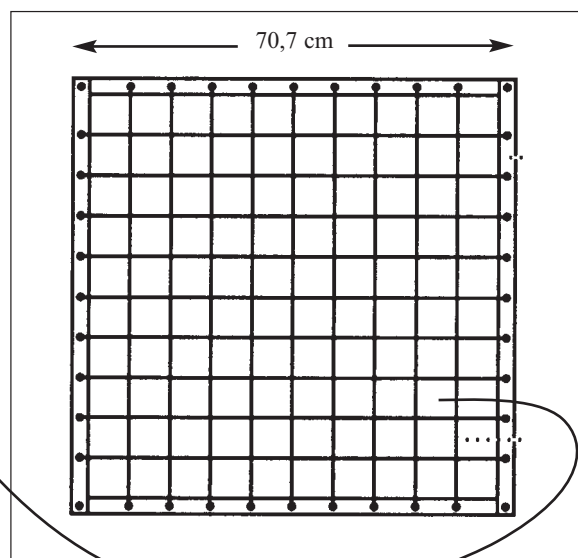
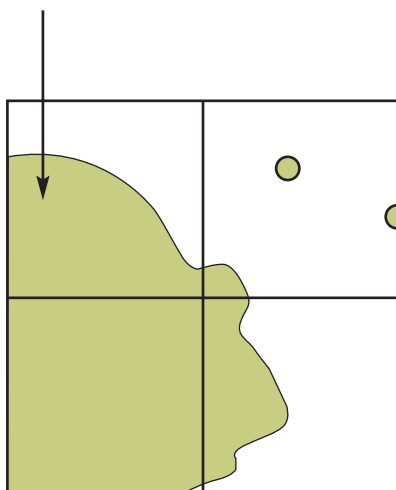
À l'aide de la table de nombres aléatoires ou en tirant des numéros dans un sac, déterminer par quel transect et par quelle extrémité commencer. Les points d'arrêt peuvent également être choisis de façon aléatoire à l'aide de la table, en affectant une distance en mètres à parcourir à pied entre les points.

Méthode

- Identifier les transects possibles dans les zones traitées et non traitées, en considérant la facilité d'accès, les zones de végétation similaire, l'ombrage et les habitats. Une distance de 20 à 100 m est généralement admise pour les transects en zones boisées et les herbages. Numéroté quelques points de départ et sélectionner l'emplacement où commencer l'opération avec la table de nombres aléatoires. À l'aide de la chaîne d'arpenteur ou de la ficelle, tracer une ligne droite et marquer le trajet avec des bâtons (si la ficelle est plus courte que le transect).
- Marcher le long du transect en s'arrêtant à 10 intervalles choisis de façon aléatoire pour positionner un quadrat d'1 m ou de 0,5 m² à droite du transect. Idéalement, diviser le quadrat en 100 carrés à l'aide de bâtons et de fils de nylon (voir schéma).



Le couvert algal moyen est d'environ 50 % dans ces 4 carrés



Quadrillage d'un quadrat

- Estimer et consigner les superficies relatives des parties à découvert et des zones ombragées par la canopée et les buissons sur les transects (voir fiches méthodologiques au chapitre 5).
- Estimer le couvert algal sur le sol à l'aide de la grille : sur les sols sableux, les algues forment des zones vert foncé ou noires. En savane herbacée découverte, les algues poussent juste en dessous de la surface des sols sableux, révélées par des taches brun clair ou brun foncé.
- Exprimer les résultats du pourcentage de couvert sous forme d'histogrammes.
- Ramener des échantillons au laboratoire dans un sac plastique pour confirmer la présence d'algues après examen au microscope. Mouiller et laisser l'échantillon à la lumière pendant un jour ou deux avant de préparer une lame d'observation. Étaler une mince couche d'algue sur une lame, poser dessus une lamelle et observer sous un microscope à fort grossissement. Si les algues ne peuvent être facilement identifiées, demander l'aide d'un botaniste ou d'un microbiologiste spécialiste du sol. Il n'est pas nécessaire d'identifier les espèces.

Décomposition microbienne – Méthode des sacs de débris végétaux

À RETENIR

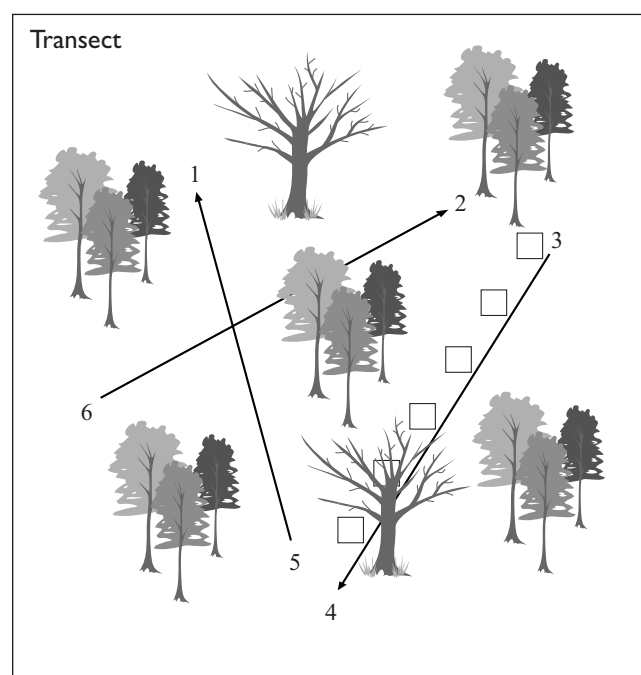
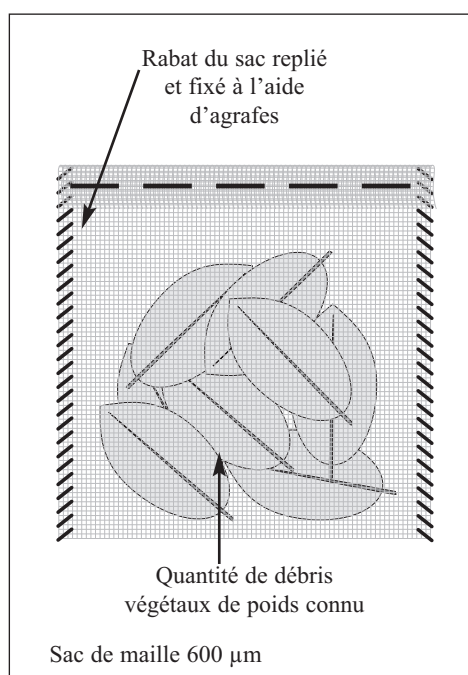
ÉQUIPEMENT: Sacs de débris végétaux, fil de fer, pinces, bêche, pioche, carnet de notes, crayon, étiquettes, sacs plastiques épais, chaîne d'arpenteur, feutre marqueur indélébile, peinture et pinceau, fanions ou piquets pour le balisage.

AVANT L'OPÉRATION DE SUIVI

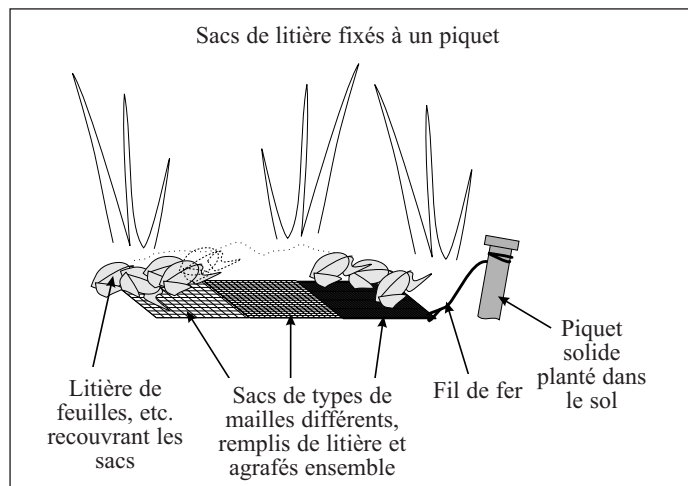
- Coudre un jeu de sacs plastiques en mailles (50 exemplaires par taille de maille, voir schéma) en laissant une extrémité ouverte. Sélectionner les mailles pour correspondre aux gammes décrites au paragraphe « Sacs de débris végétaux » (voir chapitre 8), soit environ 4 mm, 600 μm et 10 μm .
- Prélever de la litière de feuilles fraîchement tombées (si disponible) dans une zone non traitée, après s'être assuré que la végétation est représentative de celle trouvée en zone traitée. Sécher les feuilles à l'air ou à l'étuve (60 °C) jusqu'à obtenir un poids constant. Retirer les tiges et mettre dans les sacs en mailles 3 g de feuilles sèches. (Si la durée entre l'alerte et le suivi est trop courte, il est possible d'utiliser des feuilles fraîches et de mesurer plus tard le poids sec.) Remplir au moins 20 sacs de chaque taille de mailles pour chaque zone traitée et non traitée. Coudre ouagrafer le côté ouvert.

Méthode

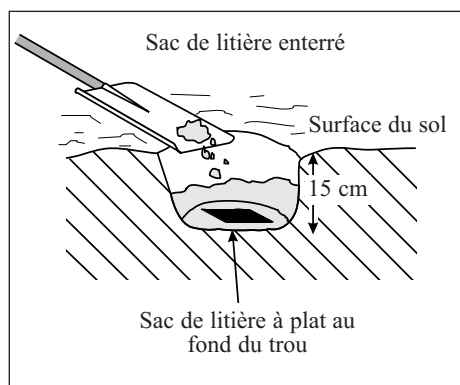
- Sélectionner 5 sites pour positionner les sacs dans les zones traitées et 5 sites dans les zones non traitées, en appariant grossièrement les types de végétation. Utiliser la table de nombres aléatoires pour choisir les emplacements où enfouir horizontalement sur chaque site 4 sacs de chaque taille de mailles, à une profondeur de 1 à 3 cm. Disposer les sacs assez proches les uns des autres mais sans les faire se chevaucher (total de 120 sacs). Remettre le sol au-dessus des sacs. Il est également possible de former des fentes dans le sol avec la bêche, d'insérer les sacs verticalement dans ces fentes, puis de tasser le sol par-dessus. Pour estimer le taux de décomposition, enterrer des sacs supplémentaires à proximité, mais non dans les mêmes trous ou fentes que les autres sacs pour éviter de les déranger lorsque les sacs témoins seront déterrés (voir ci-dessous).
- Repérer soigneusement la position des sacs dans le sol: à l'aide d'une chaîne d'arpenteur, mesurer la distance entre chaque sac et un repère naturel (marquer les rochers ou les arbres à la peinture). Dans les zones d'herbages découverts, planter des piquets ou former des piles de cailloux (mais ils risquent d'être enlevés), un GPS permettra de retrouver facilement les emplacements.
- Laisser les sacs de débris végétaux en place pendant 2 à 3 mois dans les zones humides et cultivées (ou lors de la saison des pluies) et pendant 2 ans dans les environnements semi-arides. **Astuce:** Déterrer quelques-uns des sacs de débris végétaux supplémentaires à des intervalles de temps définis pour estimer le taux de décomposition.



- À des moments définis, localiser les emplacements et creuser une tranchée peu profonde autour de la zone, laissant suffisamment d'espace autour des sacs enterrés pour éviter de les endommager avec la bêche ou la pioche. Enlever le sol avec précaution, jusqu'à ce que le sac apparaisse. Retirer les sacs du sol (aussi vite que possible, si cette étape comprend également une étude des invertébrés) pour les mettre dans un sac plastique étiqueté et fermé par un nœud ou une attache métallique. Indiquer sur chaque sac plastique le numéro du site, le numéro du sac de litière, la taille des mailles et la date du prélèvement. Mettre également à l'intérieur du sac une étiquette écrite au crayon portant les mêmes informations.



- Traiter les sacs de litière dès que possible. Essuyer le sol adhérent à l'extérieur des sacs de litière, puis sécher le contenu des sacs au soleil jusqu'à obtenir un poids constant (si l'opération se déroule au camp de base, prévoir un jour en plein soleil) avant de remettre les débris végétaux dans leurs sacs respectifs. Ne pas mélanger les étiquettes. Si l'opération se déroule au laboratoire, sécher à l'étuve à 60 °C jusqu'à obtenir un poids constant, puis passer le contenu des sacs au tamis de 0,5 mm pour séparer les matières organiques restantes. Retirer et jeter les racines qui ont pu pousser dans les sacs. Secouer la litière dans le tamis sans appuyer, car les fins débris organiques passent facilement au travers du tamis. Sécher à l'étuve la matière organique retenue par le tamis à 105 °C pendant 12 h pour enlever toute trace d'humidité. Faire refroidir, passer au dessiccateur et peser la litière. Procéder de la même manière avec la litière séchée au soleil.
- Soustraire le poids sec de matière organique obtenu du poids sec de matière à l'origine et exprimer la différence en pourcentage de matière dégradée.



CONSEILS

Si des sacs à grandes mailles sont utilisés (>10 µm), consulter le paragraphe Sacs de débris végétaux au chapitre 8 pour prendre en compte l'activité des invertébrés.