

Ian F. Grant¹

Natural Resources Institute, University of Greenwich at Medway, Central Avenue,
Chatham Maritime, Kent ME4 4TB, Royaume-Uni.

INTRODUCTION

Le sol abrite de nombreux organismes: algues, protozoaires, champignons, bactéries, nématodes, lombrics, acariens et certains insectes. La composition de cette faune et de cette flore, le nombre d'individus et leurs activités dépendent fortement du biome et des saisons. C'est la raison pour laquelle les climats extrêmes rencontrés en zone tropicale et sub-tropicale donnent lieu à de grandes variations. Les algues ont une fonction de production importante dans les sols semi-arides et dans les basses-terres utilisées pour la culture du riz (par la fixation du carbone et, dans certains cas, par la fixation biologique de l'azote). La plupart des organismes présents dans le sol consomment et décomposent les matières organiques, ils sont ainsi responsables du maintien de la fertilité des sols en recyclant les nutriments utilisés par les plantes et en assurant les transferts d'énergie.

Les pesticides peuvent être appliqués directement sur le sol, pour lutter contre les ravageurs, les adventices, les nématodes et les insectes; ils peuvent également se déposer sur les sols suite à la pulvérisation foliaire des récoltes ou à un traitement de la canopée en forêt. Une proportion significative des pesticides (pouvant atteindre 50 %) appliqués pour lutter contre les ravageurs des cultures ou pour protéger les forêts, le bétail et la santé publique se retrouve dans le sol. Les matières actives présentent alors un danger pour les organismes du sol et les transformations dont ils sont la cause. Il est souvent plus facile de mesurer certaines de ces transformations que de quantifier les organismes qui en sont responsables. Cette caractéristique est très utile lors des évaluations des impacts des pesticides: l'étude de la dégradation de la litière de feuilles est plus facile que celle de l'ensemble complexe d'organismes qui en est responsable.

La minéralisation des matières organiques, les réactions impliquant l'azote et la fixation biologique de l'azote sont des mécanismes clés du sol des écosystèmes tropicaux, en climat sec, comme en climat humide. Dans les écosystèmes naturellement peu fertiles, le rôle de ces mécanismes dans le maintien de la productivité agricole est primordial. Les bactéries responsables de la nitrification des sols – oxydation de l'ammoniac en nitrates – ont une croissance lente et sont très sensibles aux pesticides. L'inhibition de la nitrification indique une perturbation dans le cycle dynamique de l'azote dans le sol. Comme la nitrification est essentiellement une réaction aérobie qui se produit dans l'horizon supérieur du sol, là même où se concentrent les pesticides, cette réaction est considérée comme un mécanisme clé.

Le rôle de la fixation biologique de l'azote est vital pour la restauration des sols appauvris. Les algues et les bactéries responsables de cette réaction apportent un amendement azoté dans le sol. Elles utilisent (fixent) l'azote atmosphérique pour constituer leurs protéines cellulaires. À la mort de l'organisme, l'azote est libéré dans le sol. Les algues fixatrices d'azote (Cyanobactéries) sont communes dans les rizières inondées et les mares peu profondes. Elles se trouvent également dans le sol, au pied des arbres et sous les rochers. Les herbicides et certains insecticides sont connus pour perturber la croissance et l'activité de fixation de l'azote de ces organismes, mais la connaissance précise de leurs effets en région tropicale reste limitée. Les pesticides touchent également les bactéries fixatrices d'azote vivant en symbiose avec les légumineuses (*Rhizobium* spp.) ainsi que les bactéries diazotrophes libres, mais la proximité de ces organismes avec la rhizosphère les protège des contaminations indirectes (mais non des produits entraînant la stérilisation du sol et des nématicides). Les algues contribuent également à la cohésion des sols et à leur protection contre l'érosion éolienne ou hydrique: elles participent ainsi à la stabilité des sols.

¹ Adresse: Cybister Environmental Protection, Oak House, South Street, Boughton, Kent ME13 9PE, R-U. ian.grant@cybister.plus.com

La décomposition des résidus de culture et de la litière de feuilles libère dans le sol les nutriments et l'énergie indispensables au maintien de la fertilité et de la productivité des sols dans les écosystèmes tropicaux. La faune locale agit d'abord en découpant et broyant ces végétaux, puis les champignons et les bactéries minéralisent les matières organiques et les décomposent en éléments chimiques. Les effets des pesticides sur les micro-organismes et leur activité dans les climats tempérés sont largement cités dans la littérature, leur durée est généralement limitée. Cependant, les impacts des petits déficits dans l'équilibre en azote des sols risquent d'être plus graves dans les environnements limités en azote, comme les savanes herbacées et les zones boisées peu fertiles. En utilisant les pesticides comme source d'énergie pour leur croissance, les micro-organismes jouent un rôle important dans leur décomposition. Noter que certains produits sont plus difficiles à dégrader que d'autres.

La décomposition des matières organiques par les organismes du sol s'accompagne de consommation d'oxygène et d'un dégagement de dioxyde de carbone, résultat de la respiration de la faune et des populations microbiennes. La respiration du sol est donc un bon indicateur de l'impact des pesticides sur la décomposition des matières organiques. Cependant, la diversité des populations microbiennes impliquées dans ce mécanisme réduit la sensibilité de la respiration utilisée comme indicateur, en effet, les populations microbiennes qui ne sont pas touchées par les pesticides continuent leur activité de métabolisation. La respiration se mesure sur le terrain, en évaluant le rejet de dioxyde de carbone.

Les lombrics, qui retournent de grandes quantités de sol pour en extraire la valeur nutritive, aident à maintenir la fertilité de ces sols grâce au brassage des horizons du sol, à la décomposition des matières organiques et à la libération des nutriments. Ils sont également un maillon important dans la chaîne alimentaire des oiseaux et sont un bioindicateur utile de la contamination des sols par les pesticides. Ils permettent de mesurer le risque auquel sont confrontés leurs prédateurs, en particulier les oiseaux. Bien qu'ils ne soient pas présents dans tous les sols, l'estimation des populations de lombrics ou de leurs turricules est un moyen indirect de détecter les perturbations des transformations dans le sol. Les termites jouent un rôle similaire dans certains écosystèmes tropicaux où les lombrics sont absents (voir chapitre 8).

De nombreuses variables environnementales, telles que la texture, l'humidité et le pH du sol conditionnent les transformations dans le sol. Le pH de la plupart des sols se situe entre 4 et 8. Les sols des forêts humides sont plus acides (pH 4 à 6), celui des prairies semi-arides est plutôt neutre ou alcalin (pH 7 à 8). Dans le cadre de ce chapitre, le pH du sol détermine la solubilité des minéraux et des nutriments utilisés par les mécanismes microbiens et modifie la toxicité des pesticides pour les organismes. La texture du sol fait référence à la proportion en poids de sable, de limon et d'argile. Ce facteur, ainsi que la quantité de matières organiques, conditionne la capacité de rétention d'eau du sol, son lessivage et sa capacité de rétention des nutriments (voir chapitre 5). Ces paramètres conditionnent non seulement la dynamique des transformations dans le sol, mais aussi la disponibilité, le taux de dégradation et la rémanence des pesticides. Les mesures de la texture, de l'humidité et du pH du sol sont donc indispensables pour interpréter l'impact d'un pesticide sur les transformations se produisant dans le sol.

Les autres facteurs modifiant la toxicité, la mobilité et la rémanence des pesticides dans les sols tropicaux sont les précipitations (et donc le lessivage), l'ensoleillement, les températures et la vitesse du vent. C'est pour cette raison que les conditions météorologiques prévalant sur le site d'étude doivent être consignées lors des périodes de suivi (voir chapitre 5).

Ce chapitre propose un ensemble de méthodes d'un excellent rapport qualité-prix permettant de mesurer les transformations clés se produisant dans les sols exposés à un pesticide. Il aide l'opérateur à choisir la méthode adaptée à ses besoins et à l'appliquer dans le cadre d'un protocole de suivi.

Des indications précieuses sur les impacts des pesticides sur les micro-organismes et les mécanismes microbiens du sol sont fournies par Domsch et al. (1983), Sommerville et Greaves (1987), Weaver et al. (1994), ainsi que l'ouvrage intitulé *Tropical Soil Biology and Fertility handbook* (Anderson et Ingram, 1993) proposent un ensemble exhaustif de méthodes d'analyses chimiques et microbiologiques; ces méthodes exigent cependant un laboratoire bien équipé et un personnel parfaitement formé. Doberski et Brodie (1991) ont établi un recueil utile de techniques adaptées aux environnements terrestres.

DISPOSITIF EXPÉRIMENTAL

Le but d'une étude de l'impact d'un pesticide est d'identifier les modifications biologiquement significatives perturbant les transformations dans le sol et attribuables à l'action du produit en question. Pour remplir cet objectif, il faut s'assurer de surveiller les mécanismes pertinents, vérifier que les techniques choisies sont réalisables et que leur utilisation permet une comparaison statistiquement fiable des données.

À partir des connaissances du pesticide utilisé, de la dose, de la méthode d'application, du type de sol et de la probabilité de contamination, il s'agit d'évaluer les transformations susceptibles d'être affectées. La pulvérisation aérienne contamine moins le sol en présence de végétation dense (ex: forêt) qu'en habitat boisé ouvert ou en prairie. Il est vraisemblable que le poudrage, particulièrement en zones ouvertes ou sur les cultures, contamine le sol. Les doses appliquées sur les cultures sont en général plus élevées (de 10 à 100 fois plus) que celles utilisées sur les environnements où l'influence de l'homme est moindre, comme, par exemple, lors de la lutte contre les mouches tsé-tsé, les acridiens et les chenilles défoliantes (il existe cependant certaines exceptions). Le Tableau 7.1 propose une grille de choix de méthodes en fonction de la sensibilité relative des organismes.

Il convient ensuite d'évaluer la sensibilité de l'habitat en question.

Tableau 7.1 Sensibilité indicative des populations et transformations du sol en fonction du pesticide et du type de sol

Pesticide	Sol	Sensibilité indicative	Méthodes utilisables
Fumigation/Stérilisation	Tous	Toute la faune, toute la flore et toutes les transformations	NS, RS, PL CA, DB
Fongicides	Tous	Populations de champignons, symbiose, fixation d'azote	DB
Organochlorés	Tous	Populations de lombrics, décomposition de la litière, nitrification, microarthropodes	NS, PL, DB
Organophosphorés	Sableux, faible teneur en matières organiques	Nitrification	NS, PL
Carbamates	Sans objet	Aucune, aux doses recommandées	
Pyréthroïdes	Faible teneur en matières organiques	Nitrification	NS
Inhibiteurs de croissance (IGR)	Sableux, infertile	Microarthropodes du sol	Chapitre 8
Nématicides	Tous	Dégradation de la litière, respiration, nitrification	RS, NS, DB
Herbicides	Infertile	Populations d'algues et fixation d'azote (populations de champignons pour l'atrazine)	CA
Phényle pyrazoles (en particulier le fipronil)	Tous	Fertilité des sols via l'action des termites, décomposition de la litière	DB

NS = nitrification du sol; RS = respiration du sol; PL = populations de lombrics; CA = couverture algale; DB = débris végétaux.

- Les écosystèmes agricoles établis sont assez résistants, mais tout usage de produits chimiques rémanents (ex: organochlorés, nématicides et produits entraînant la stérilisation du sol) requiert le suivi de toutes les transformations se produisant dans le sol, à l'exception de la fixation biologique de l'azote.
- Les zones non aménagées, telles que les zones boisées et les savanes herbacées, les forêts sub-humides et humides, sont cependant peu exposées aux effets des mesures de santé publique et des luttes contre les ravageurs migrants (acridiens, quéléas, chenilles défoliantes), les sauteriaux et les ravageurs forestiers, dans la mesure où les doses d'application recommandées sont respectées. Pour ces types de ravageurs, les doses recommandées sont souvent dépassées pour éviter les coûts qu'engendrerait une répétition des opérations en zones éloignées. Le suivi de la nitrification est le minimum requis. En cas de suspicion de surdosage, il faut effectuer des mesures de respiration et de décomposition de la litière.
- En dépit de ce qui précède, les sols pauvres en matières organiques et à faible fertilité naturelle, ainsi que les sols situés dans les zones où la saison de végétation est courte, sont très exposés. Les suivis de la nitrification, de la fixation biologique de l'azote et de la décomposition de la litière sont recommandés. Sont inclus dans cette catégorie, les aridisols, les ultisols, les alfisols et les oxisols.

- Les zones bénéficiant d'une classification de protection sont politiquement sensibles, elles peuvent nécessiter un suivi conforme aux réglementations nationales.

Les propriétés des sols et des pesticides influencent fortement le comportement, la disponibilité et donc la toxicité de ces produits envers les microbiotes du sol et leurs fonctions. Ainsi, des pesticides appliqués sur des sols à faible teneur en argile ou en matières organiques peuvent, dans un premier temps, être plus actifs biologiquement, car ils ne peuvent ni se lier ni s'adsorber sur les particules organiques ou d'argile. Un pesticide volatil s'évapore rapidement de la surface du sol. Les pesticides rémanents sont susceptibles d'avoir des effets à long terme sur la microflore. Il est possible de généraliser les risques et la sensibilité des populations et des fonctions, mais la rareté des données de terrain et des essais biologiques implique de ne pas trop se fier aux prévisions destinées à faciliter le dispositif expérimental.

La distribution des pesticides dans le sol étant loin d'être uniforme et, étant donné la forte variabilité naturelle des populations et des transformations dans le sol, le suivi *in situ* des perturbations dues au pesticide est souvent entravé par l'impossibilité de prélever des échantillons répétés, particulièrement dans les zones non cultivées. Il est cependant possible de préparer des échantillons de sols et de les exposer à la pulvérisation dans des zones où la contamination due à ce pesticide est attendue (entre les rangées de cultures, sur le trajet des hélicoptères, sous le vent près des pulvérisateurs de gouttelettes, etc.). Ce sol ainsi traité est ensuite incubé dans des conditions de terrain. Les méthodes de mesure de la nitrification et de la respiration sont prévues dans ces conditions.

Les modifications observées dans la population ou le taux d'une réaction doivent être identifiées. Il faut ensuite savoir si elles sont dues au pesticide ou si elles proviennent d'une variation naturelle. La mise en place d'un dispositif expérimental efficace est requise dès le démarrage du suivi pour pouvoir opérer une telle distinction, sinon les données collectées ne pourront pas être utilisées dans l'analyse statistique. Le chapitre 2 donne toutes les indications à ce sujet. Il est également important de choisir des échantillons et des sites répétés dans la zone traitée et dans la zone témoin et de les apparier en termes de type de sol et de végétation. Au niveau du microhabitat, pour les essais de terrain, tels que la mesure de la respiration ou le comptage des turricules de lombrics, l'humidité du sol, l'ombrage et la couverture végétale, doivent être compatibles.

La croissance et l'activité microbiennes sont limitées par la température du sol et sa teneur en eau. La comparaison de transformations impliquant la flore microbienne doit donc prendre en compte l'humidité du sol. Il est impossible de tirer des conclusions valables d'expériences menées à des températures et niveaux d'humidité différents. Les méthodes de terrain permettant d'estimer l'humidité du sol et la capacité de rétention d'eau sont exposées au chapitre 5. Il faut prendre l'habitude de noter la température du sol et celle de l'air, l'ensoleillement et l'ombrage sur tous les sites étudiés.

Dans les zones sèches, l'activité du sol peut s'arrêter à la saison sèche et certaines transformations se produisant dans le sol, telles que la décomposition de la litière, durent des mois. Lors de la saison des pluies, le même mécanisme peut se terminer en quelques semaines. Ces considérations saisonnières doivent être prises en compte lors de l'élaboration du protocole de suivi, l'opération pourrait nécessiter des délais prolongés et la collecte de données avant la pulvérisation (toujours recommandé dans la mesure du possible) serait impossible si la pulvérisation et le suivi après le traitement s'étaient sur plusieurs saisons. Dans ce cas, le suivi du site témoin (non traité) permet d'identifier les variations naturelles de l'activité. Le calendrier de l'échantillonnage post-traitement dépend de la biodisponibilité et de la rémanence du pesticide dans le sol. Une période de 30 jours suffit en général pour les mesures *in situ* de la respiration. Les pulvérisations en saison sèche (ex: lutte contre les mouches tsé-tsé) retardent la collecte des sacs de débris végétaux et imposent l'utilisation de techniques *in vitro* pour les mesures de nitrification et de respiration.

Des cartes (1:50 000) et un véhicule 4 x 4 sont indispensables pour localiser et exploiter en toutes saisons les sites d'échantillonnage dans les zones boisées et dans les herbages. Il n'est pas conseillé d'échantillonner tout près des pistes: explorer largement les sites, mais tout en restant dans les limites imposées par la prudence, et toujours à portée du camp de base ou du laboratoire.

TECHNIQUES D'ÉCHANTILLONNAGE

Nitrification du sol

C'est une méthode indirecte de mesure de l'impact du pesticide sur les organismes nitrificateurs responsables de l'oxydation de l'ammoniac en nitrites et en nitrates. La mesure évalue le retard dans l'accumulation de nitrate, elle utilise une électrode ionique (de détection des ions nitrates) pour déterminer le N-NO₃ présent dans les échantillons de sol après extraction à l'eau. L'électrode qui mesure les ions nitrates est similaire à une électrode pH en termes de taille et d'utilisation. Le test n'est pas effectué sur le terrain, mais sur des préparations de sol ayant reçu un amendement azoté avant la pulvérisation du pesticide et incubées à la température ambiante du site. La fiche méthodologique décrit toute la procédure qui peut durer de 40 à 50 jours. Cependant, cette procédure peut démarrer sur le terrain et se poursuivre en laboratoire, sous des conditions d'incubation standard, si la mise en place d'un laboratoire de terrain est impossible.

Il convient également d'estimer la dose de pesticide reçue par le sol à l'aide de lames enduites d'oxyde de magnésium (voir Matthews, 2000) ou de papiers oléosensibles/hydrosensibles placés au niveau du sol (voir chapitre 4). La procédure la plus efficace, mais aussi la plus coûteuse, est d'analyser les résidus présents dans des échantillons de sol ayant subi la pulvérisation (voir chapitre 6). Cette méthode n'est pas réalisable lors des opérations de routine.

Limites Les électrodes ioniques sont chères et fragiles. Prévoir également un pH-mètre ou un millivoltmètre. Cette procédure est délicate et requiert une grande attention. L'aide d'un chimiste peut être nécessaire.

Procédure Simple extraction du nitrate en phase aqueuse. Il est important de renouveler quotidiennement l'air et l'humidité dans les récipients contenant les échantillons. Si disponible, utiliser de l'eau déminéralisée pour ajuster l'humidité de l'échantillon et procéder à l'extraction de nitrate (sur certains sols, utiliser 0,25 M de K₂SO₄ pour faciliter l'extraction).

Données obtenues Une représentation graphique de la concentration en nitrates en fonction du temps est un moyen simple et efficace pour illustrer toute baisse d'activité. La concentration en nitrates s'exprime généralement en µg de N-NO₃/g de sol sec. L'importance écologique de la baisse de l'activité due aux pesticides est comparée à celle observée lors d'un stress naturel (ex: sécheresse ou sol détrempé). Une baisse de 90 % de la nitrification pendant 30 jours peut être considérée comme non écologiquement significative. Des périodes plus longues, particulièrement dans les climats semi-arides peuvent être catastrophiques, car l'activité est saisonnière et limitée par la pluviométrie.

Période d'échantillonnage La période d'échantillonnage dépend de la température et de l'humidité, mais il faut compter en général 2 mois.

Matériel Électrode ionique, électrode de référence, millivoltmètre ou pH-mètre.

Personnel requis 1.

Fixation biologique de l'azote

Les méthodes de terrain de mesure indirecte de la fixation biologique de l'azote sont décrites dans la littérature (Holfeld et al., 1979; Grant, 1986, 1988), mais les difficultés pour se procurer un chromatographe en phase gazeuse portable et de l'acétylène dans de nombreux pays tropicaux en limitent l'utilisation. Yatazawa et al. (1984) fournissent les plans permettant de construire un chromatographe en phase gazeuse portable. Il est également possible de ramener les échantillons de gaz dans des tubes vacutainers et de procéder à la chromatographie au laboratoire. Il est recommandé de prévoir l'aide d'un laboratoire local de microbiologie/agronomie spécialisé dans les études de sol pour effectuer les essais de réduction à l'acétylène. Ce manuel ne fournit pas de fiche méthodologique pour cette méthode, car elle nécessite la présence de spécialistes. Ces techniques de terrain sont décrites en détail par Robertson et al. (1999) pour le sol et Grant (1986) pour l'eau.

Respiration du sol

Les racines des plantes, la microflore et la microfaune du sol, ainsi que la biomasse microbienne du sol participent à la respiration du sol. Les mesures *in situ* des modifications du taux de respiration ne sont donc pas aussi simples à interpréter que celles faites sur des échantillons de sol dont la préparation vise à homogénéiser ces variables. Les techniques de respiration sur le terrain mesurent en continu le dioxyde de carbone libéré par une zone délimitée de sol, il est donc crucial d'apparier les types de végétation et leurs distributions entre les zones comparées et de procéder à l'échantillonnage entre les tiges des plantes. Il est aussi recommandé de prélever le sol sous l'une des enceintes, après les mesures, pour estimer l'humidité du sol (voir fiche méthodologique) et évaluer la masse racinaire ou la population de lombrics pouvant modifier les taux de respiration entre les sites. La période la plus favorable pour mener des études de respiration sur le terrain est celle où le sol est humide, car l'activité et la respiration microbiennes sont faibles pendant la saison sèche.

L'utilisation d'échantillons de sols préparés évite les interférences dues à la respiration des racines et des invertébrés, de plus, cette technique permet d'homogénéiser l'humidité du sol qui modifie de manière significative la respiration. Les sols sont passés au tamis pour en retirer les racines et les macroinvertébrés, ils reçoivent ensuite un amendement en matières organiques (si nécessaire) et de l'eau. Ces échantillons sont alors exposés sur le terrain à la pulvérisation de pesticide. Le suivi dure de 30 à 40 jours, voire plus en conditions tropicales. L'amendement en matières organiques peut se faire à l'aide d'herbes sèches broyées, passant à travers un tamis de 0,5 mm.

Limites La mesure de la respiration sur le terrain est plus aisée, mais plus coûteuse, avec un analyseur de gaz infrarouge portable (Grant, 1990). Les tubes de Dräger sont une solution moins onéreuse, mais ils sont parfois difficiles à se procurer. La fiche méthodologique indique, pour les mesures de respiration à long terme sur le terrain, une méthode classique de titrage du dioxyde de carbone à la soude (d'après Anderson, 1982). Les estimations de la respiration *in vitro* (échantillons de sols préparés) offrent des conditions de test standardisées et un outil puissant pour comparer l'impact des pesticides, mais les taux de respiration ne peuvent être traduits en valeurs de terrain. L'équipement nécessaire est solide et relativement peu coûteux, mais les tubes de Dräger ne sont pas réutilisables.

Données obtenues Une représentation graphique des taux de respiration en fonction, soit du poids de sol sec, soit de la superficie, permet de mettre en lumière toute diminution de l'activité respiratoire due aux pesticides. Les résultats s'expriment en ml de CO₂ g de sol sec h⁻¹ ou mg de CO₂ m⁻² h⁻¹. Tracer les valeurs de la température et de l'humidité du sol sur le même graphique aide à trouver les causes du changement dans la respiration, car de faibles fluctuations de ces deux paramètres influencent fortement l'activité microbienne. Les indications données dans le chapitre sur la nitrification des sols permettent d'estimer l'importance écologique de la diminution de la respiration. L'utilisation de techniques *in vitro* lors de la saison sèche (c'est-à-dire sur sols secs) est discutable, car, si les sols ne sont pas humidifiés pour stimuler l'activité, les pesticides seront dénaturés ou dissipés par le rayonnement UV, la chaleur ou l'évaporation, ce qui diminuera leur toxicité, quand la pluie arrivera. Cependant, la pulvérisation s'effectue en général avec la croissance de la végétation, après la pluie (à l'exception de la lutte contre les mouches tsé-tsé, car ces insectes nuisibles piquent les animaux pour se nourrir).

Période d'échantillonnage Elle se déroule en général sur au moins un mois. L'échantillonnage du CO₂ se produisant environ six fois au cours du mois. L'utilisation de techniques *in vitro* est adaptée à toutes les saisons (l'échantillonnage sur le terrain pouvant être limité par la saison des pluies). Les sols de certaines régions restent suffisamment humides, même au cours de la saison sèche, pour permettre l'activité microbienne. Les mesures de terrain sont effectuées avant et après la pulvérisation ou le traitement du sol.

Matériel Analyseur de gaz infrarouge portable ou tubes de Dräger ou verrerie et réactifs pour titrage.

Personnel requis 1.

Texture, humidité et capacité de rétention d'eau du sol

Voir chapitre 5 pour les méthodes et discussion.

Activité des populations de lombrics

Les méthodes permettant d'estimer l'abondance relative des lombrics sont simples et fiables, elles consistent, soit à compter manuellement les lombrics sur un échantillon de sol, soit à verser un produit irritant sur le sol pour faire sortir les lombrics, les prélever et les compter. Le tri manuel des lombrics, quoique fastidieux, est plus efficace que l'arrosage à l'aide de produits irritants comme le formol et les détergents. Les deux méthodes consistent à marquer les sites dans la zone traitée et la zone non traitée, pour ensuite, soit creuser ou carotter le sol, soit arroser le sol de produit irritant. Prélever des carottes est une méthode pratique, permettant de transporter les échantillons au laboratoire pour effectuer le tri manuel, l'arrosage nécessite en revanche de rester sur le site pendant au moins un jour.

Limites La distribution des lombrics dépend de l'état du sol, de son humidité et de sa teneur en matières organiques. Il peut être nécessaire de prélever un certain nombre d'échantillons répétés pour en estimer les populations. Il est important d'apparier le type et la texture du sol dans la zone pulvérisée et celle non pulvérisée choisies pour le suivi. En saison sèche, il faut utiliser plus de produit irritant pour faire sortir les lombrics des couches les plus profondes.

Procédure Le tri visuel à la pince est facile mais fastidieux. L'arrosage de produit irritants est une méthode aisée de prélèvement, mais la végétation peut empêcher les lombrics de sortir et les produits irritants sont néfastes pour la peau des opérateurs (particulièrement le formol): porter des gants de nitrile ou de caoutchouc (voir chapitre 3). La taxonomie des lombrics est un travail de spécialiste, du moins au début.

Période d'échantillonnage Il est conseillé d'effectuer l'estimation des populations de lombrics tous les 10 à 14 jours, mais sur un transect différent à chaque fois, car le produit irritant est rémanent et perturbe le comportement des lombrics.

Matériel Tarière, déplantoir ou bêche.

Personnel requis Le travail pénible de terrain est plus facile avec 2 personnes.

L'activité des lombrics (nourriture et renouvellement du sol) s'évalue en comptant le nombre de turricules à la surface ou en calculant le taux de renouvellement du sol. Certains turricules sont suffisamment caractéristiques pour permettre de distinguer une espèce d'une autre, cette technique possède donc une bonne valeur informative. L'aide d'un spécialiste en taxonomie est nécessaire au début de l'opération. Les techniques décrites s'appuient sur l'observation et le comptage de turricules sur des points choisis de manière aléatoire le long d'un transect ou à l'intérieur de quadrats positionnés aléatoirement dans la zone traitée et la zone non traitée. Il faut noter les conditions météorologiques au moment de l'échantillonnage et déterminer le pH et l'humidité du sol, car ces paramètres influencent la distribution des lombrics.

Limites Les sols ne contiennent pas forcément une densité suffisante de lombrics pour permettre un décompte ou observer les turricules. En revanche, dans les sols humides à forte teneur en matières organiques (qui servent de nourriture), ces techniques sont fiables. NB: pendant la saison des pluies, les précipitations peuvent dissoudre les turricules.

Procédure Aucune.

Données obtenues Nombres de turricules, classés éventuellement par espèce.

Période d'échantillonnage Les comptages sont effectués tous les 2 jours pendant 1 semaine lors de la saison des pluies. Cette durée est réduite en saison sèche (sauf en zones irriguées). Les estimations des populations et de l'activité des lombrics sont effectuées avant et après la pulvérisation.

Matériel Aucun équipement spécial n'est requis.

Personnel requis 1 personne. La présence de 2 personnes permet d'accélérer le traçage des transects.

Les travaux de Madge (1969) et d'Edwards et Lofty (1972) donnent des références, certes anciennes, mais utiles sur la biologie et les méthodes d'estimation des populations de lombrics.

(Les méthodes de détermination de l'abondance et de l'activité des autres invertébrés du sol sont indiquées au chapitre 8.)

Méthode des sacs de débris végétaux

Les sacs de débris végétaux permettent d'estimer le taux de décomposition des matières organiques (litière de feuilles ou de racines) à l'intérieur ou à la surface du sol. La faune, la microflore et les enzymes correspondantes du sol sont responsables de cette décomposition, leurs contributions relatives sont grossièrement estimées en enterrant un poids connu de litière dans des sacs à mailles de tailles différentes. La taille des mailles définit le type d'organisme pouvant pénétrer dans les sacs. Les sacs sont ensuite laissés dans le sol pendant une période variant de quelques mois à 2 ans, en fonction de l'activité des organismes, puis retirés pour en peser le contenu. L'utilisation de ces sacs pour déterminer l'activité de décomposition des invertébrés est décrite au chapitre 8. L'action microbienne est évaluée dans les sacs possédant la plus petite taille de mailles (10 à 60 µm). Il ne faut pas oublier que l'activité microbienne s'exerce aussi dans les sacs destinés aux invertébrés (mailles 600 µm, 1 mm et 4 mm). Dans ces sacs à plus grandes mailles, les invertébrés consomment les matières organiques, ce qui accélère la décomposition due aux micro-organismes. Les feuilles mortes sont une source idéale de débris végétaux. Ceux-ci doivent être séchés à l'air ou à l'étuve (60 °C) avant l'enfouissement, car les variations d'humidité modifient les taux de décomposition initiale.

Limites Cette méthode nécessite de nombreux sacs (250 ou plus) pour pouvoir estimer la transformation des débris végétaux de manière quantitative. La fabrication de ces sacs nécessite beaucoup de main d'œuvre. Une fois les sacs enterrés, ils peuvent devenir difficiles à localiser, il est donc impératif de dresser des cartes détaillées du site, d'utiliser un balisage et de prendre des photographies. Un GPS portable est également utile pour retrouver les repères dans des zones éloignées. Les sacs à mailles très fines peuvent emprisonner de l'air, ce qui ralentit, pendant une courte période, son remplacement par l'eau. Les sacs de débris végétaux exposés à la surface du sol doivent être soigneusement fixés pour éviter qu'ils soient emportés par les orages ou déplacés par les animaux sauvages. Les sacs à mailles fines peuvent être percés par les fourmis ou les termites. Les sacs de nylon sont parfois difficiles à trouver dans certains pays et ils sont longs à fabriquer.

Procédure Prendre garde à ne pas répandre le contenu des sacs au moment de les déterrer (certains sacs peuvent être troués). Les sacs placés verticalement dans le sol risquent moins d'engendrer des pertes lors de leur collecte. Prévoir des tamis pour séparer les particules de sol des débris restants; il est cependant inévitable de perdre un peu de matière organique. Pour réduire les pertes, réduire le temps d'enfouissement.

Données obtenues Le poids sec de litière restante ou la perte en pourcentage sont représentés sous forme de graphique pour les sacs enterrés dans la zone traitée et dans la zone non traitée.

Période d'échantillonnage Elle dépend de la pluviométrie et du type de sol. Pendant la saison des pluies, elle ne peut durer que 3 mois. En revanche, une seule saison sèche risque de ne pas être suffisante, car l'activité microbienne du sol est négligeable.

Matériel Bâche, déplantoir, fil de fer, chaîne d'arpenteur et sacs de débris végétaux.

Personnel requis 2.

Couverture algale du sol

Lors de la saison humide ou peu de temps après la pluie, la couleur verte du sol révèle la croissance des algues. Cette croissance est moins évidente sur les sols sableux, car le sol perd rapidement son humidité et les algues sont incrustées et apparaissent plus sombres. Toute incertitude peut être levée en gardant un échantillon humide pendant un jour au moins puis en étalant une préparation de ce sol sur une lame de microscope pour l'examiner à l'aide d'un microscope à fort grossissement. L'aide d'un microbiologiste spécialiste du sol ou d'un phycologiste sera nécessaire si ce type d'algues n'a jamais été observé auparavant. La fiche méthodologique décrit une technique simple par quadrat pour estimer la couverture algale du sol: elle ne requiert que l'estimation de la couverture algale sur des quadrats positionnés le long de plusieurs transects.

Limites La seule limite de la technique des quadrats est statistique et impose l'échantillonnage stratifié et aléatoire de la zone (voir chapitre 2).

Procédure Aucune procédure spéciale n'est requise, cette méthode étant purement visuelle.

Données obtenues Les données obtenues sur le quadrat permettent de déterminer la couverture algale qui est représentée sous forme d'histogramme ou de diagramme par secteurs.

Période d'échantillonnage Les impacts des herbicides ou des insecticides sur les populations d'algues sont observables à partir d'échantillons prélevés toutes les semaines pendant un mois.

Matériel Microscope pour confirmer la présence des algues (et leurs espèces en cas de besoin), quadrat, ficelle et chaîne d'arpenteur.

Personnel requis 1.

RÉFÉRENCES

ANDERSON, J.P.E. (1982) Soil respiration. In: *Methods of Soil Analysis Part II. Chemical and Microbiological Properties*. Agronomy Monograph, No. 9. Madison, Wisconsin: Soil Science Society of America.

GRANT, I.F. (1986) Modifications and field testing of a portable gas chromatograph for *in situ* acetylene reduction activity assay of tropical soils. *Plant and Soil*, **95**: 435-439.

GRANT, I.F. (1988) Appropriate technology for monitoring environmental effects of insecticides in the tropics. In: *Field Methods for the Study of Environmental Effects of Pesticides*. Greaves, M. P, Smith, B. D. and Greig-Smith, P W. (eds). *BCPC Monograph*, No. 40. Thornton Heath: British Crop Protection Council.

GRANT, I.F. (1990) Key soil processes. In: *Environmental Effects of Chemical Locust and Grasshopper Control*. Everts J.W (ed.). ELCO/SEN/003/NET Rome: Food and Agriculture Organization of the United Nations.

HOLFELD, H.S., MALLARD, C.S. and LARUE, T.A. (1979) Portable gas chromatograph. *Plant and Soil*, **52**: 595-598.

MATTHEWS, G.A. (2000) *Pesticide Application Methods*. Ames: CRC Press.

ROBERTSON, P.G., COLEMAN, D.C., BLEDSOE, C.S. and SOLLINS, P. (eds) (1999) *Standard Soil Methods for Longterm Ecological Research*. Oxford: Oxford University Press.

WEAVER, R.W, ANGLE, S., BOTTOMLEY, P., BEZDICEK, D., SMITH, S., TABATABAI, A. and WOLLUM, A. (1994) *Methods of Soil Analysis Pt II. Microbiological and Biochemical Properties*, No. 5. Madison: Soil Science Society of America.

YATAZAWA, M., SASAKAWA, H. and IHOKURA, K. (1984) An improved portable gas chromatograph for the measurement of nitrogen-fixing activity. *Soil Science and Plant Nutrition*, **30**: 503-508.

POUR EN SAVOIR PLUS

ANDERSON, J.M. and INGRAM, J.S.I. (eds) (1993) *Tropical Soil Biology and Fertility: A Handbook of Methods*. Wallingford, UK: CAB International.

DOBERSKI, J. and BRODIE, I. (1991) *Techniques in Ecology and Environmental Science*. Set A Terrestrial Organisms and Habitats. Cambridge: Daniels Publishing.

DOMSCH, K.H., JAGNOW, G. and ANDERSON, T.H. (1983) An ecological concept for the assessment of sideeffects of agrochemicals on soil micro-organisms. *Residue Reviews*, **86**: 65-105.

EDWARDS, C.A. and LOFTY, J.R. (1972) *Biology of Earthworms*. London: Chapman and Hall.

MADGE, D.S. (1969) Field and laboratory studies on the activities of two species of tropical earthworms. *Pedobiologia*, **9**: 188-214.

SOMMERVILLE, L. and GREAVES, M.P. (eds) (1987) *Pesticide Effects on Soil Microflora*. London: Taylor and Francis.