

DÉTERMINATION BIOLOGIQUE DU POUVOIR NUTRITIF D'UN SOL PAR DÉVELOPPEMENT CONDITIONNÉ DES MICROORGANISMES ET DOSAGE DE L'OXYGÈNE QU'ILS ABSORBENT

par

G. BACHELIER

Maître de Recherches. ORSTOM

INTRODUCTION

Dans une note présentée le 15 octobre 1958 à l'Académie d'Agriculture de France, J. DUCHE proposait d'évaluer dans les sols l'activité des bactéries par détermination de l'oxygène absorbé et ce, selon une méthode dérivée de celle utilisée par les hygiénistes pour juger du degré de pollution des eaux.

« La méthode que nous proposons, écrivait-il, consiste à mettre dans un grand flacon une quantité d'eau de canalisation telle que le flacon ne soit rempli qu'à mi-hauteur, d'y ajouter un poids connu de sol et d'agiter jusqu'à saturation d'oxygène »

« Cette suspension de sol est répartie dans les flacons bouchés à l'émeri, en prenant soin de ne pas laisser de bulles d'air. L'oxygène dissous dans l'eau surnageante après repos est dosé périodiquement pendant sept jours, tous les deux jours environ ».

Cette mesure paraît pouvoir évaluer le potentiel de développement des microorganismes dans des conditions, où ce développement dépend essentiellement du pouvoir nutritif des échantillons vis-à-vis de ces microorganismes ; c'est-à-dire permettre une estimation de la fertilité biologique des sols.

Comme nous le verrons plus en détail, le fait de mesurer ce « potentiel de vie » en laboratoire et dans des conditions artificielles n'en modifie pas la signification. Par exemple, un sol désertique qui irrigué pourrait donner un sol productif et biologiquement fertile, tant qu'il reste désertique, ne renferme pratiquement pas d'aliments énergétiques (débris végétaux ou cadavres) et le fait de placer notre échantillon dans de l'eau pour en mesurer l'absorption d'oxygène ne surestimera pas sa fertilité biologique car, faute de ces aliments énergétiques, les bactéries et les champignons ne se développeront que peu, même si l'échantillon possède une certaine richesse en aliments plastiques (ou éléments minéraux).

Cette mesure devrait rendre service aux pédologues, notamment dans les laboratoires d'outre-mer.

Les pédologues, en effet, sont trop souvent obligés de juger de la fertilité possible d'un sol pour une plante ou un groupe de plantes en fonction des données chimiques, physiques et beaucoup plus rarement microbiologiques ou faunistiques qu'ils ont pu réunir et ce, en comparaison (quand la chose est possible) avec les connaissances agricoles acquises sur des sols analogues. Ils ne possèdent habituellement pas de données sur le pouvoir nutritif du sol vis-à-vis des microorganismes.

C'est pour ces raisons que nous avons pensé qu'il pouvait être utile d'étudier la méthode proposée par J. DUCHE pour mieux en voir le sens et les possibilités tout en essayant, si possible, de l'améliorer et de la normaliser.

Nous résumerons d'abord le principe et la signification de cette mesure, nous en examinerons ensuite les conditions de réalisation pour mieux les définir, puis, nous envisagerons les possibilités

que cette mesure semble pouvoir offrir aux pédologues et aux agronomes tout en exposant certains des résultats qu'elle nous a déjà permis d'acquérir.

En annexe, nous donnerons le mode opératoire détaillé que nous proposons pour cette mesure.

ÉTUDE DE LA MESURE BIOLOGIQUE DU POUVOIR NUTRITIF D'UN SOL PAR DÉVELOPPEMENT CONDITIONNÉ DES MICROORGANISMES ET DOSAGE DE L'OXYGÈNE QU'ILS ABSORBENT

Principe et signification de la mesure

Le principe de cette mesure est de doser l'oxygène absorbé par un poids de terre déterminé dans un certain volume d'eau et dans des conditions d'expérience strictement définies (préparation de l'échantillon de terre, qualité de l'eau, température, durée de repos des flacons).

En dosant l'oxygène ainsi absorbé, on mesure l'activité des microorganismes, qui se sont développés dans les conditions de cette mesure et, comme nous le verrons, ce développement dépend essentiellement de la richesse de l'échantillon de terre en éléments nutritifs, à la fois minéraux et énergétiques.

Si l'on stérilise à la fois les échantillons de terre, l'eau utilisée et les flacons et que l'on effectue tous les transferts nécessaires dans les conditions stériles d'une armoire à ultra-violet, l'absorption d'oxygène ne dépasse pas celle du témoin d'eau pure, absorption faible, liée à de simples processus physico-chimiques. Par contre, si les échantillons de terre ne sont pas stérilisés mais seulement l'eau et les flacons, on a une absorption d'oxygène très marquée (cf. tableau I).

TABLEAU I. — ABSORPTION D'OXYGÈNE POUR 3 G DE TERRE DANS UN LITRE D'EAU
DE CANALISATION, EN SEPT JOURS ET A 20° C
(résultats en centièmes de mg)

	Milieu stérile	Terre non stérilisée
Terre brune (IDERT, Bondy S.)	40	177
Terre rouge ferrallitique du Cameroun	34	175
Témoin	40	

Nous avons essayé de réensemencer des flacons entièrement stérilisés par quelques gouttes de filtrat de terre ou par certaines bactéries bien déterminées.

Avec la terre brune de l'IDERT (Bondy, Seine), stérilisée à l'autoclave, mise en flacon d'un litre et réensemencée soit par des quantités plus ou moins grandes d'un filtrat de terre, soit par certaines bactéries spécifiques, on a obtenu :

pour un réensemencement par deux gouttes de filtrat une absorption de 442 centièmes de mg d'oxygène,

pour un réensemencement par vingt-cinq gouttes de filtrat une absorption de 440 centièmes de mg d'oxygène,

pour un réensemencement par *Bacillus subtilis* une absorption de 55 centièmes de mg d'oxygène,

et pour un réensemencement par un autre bacille non déterminé, aucune absorption d'oxygène.

(toutes ces mesures ayant été faites avec de l'eau déminéralisée, à 20° et en sept jours).

Avec des populations microbiennes très diversifiées, l'absorption d'oxygène ne nous apparaît pas proportionnelle au nombre d'organismes vivants dans les échantillons, car les résultats sont égaux quelle que soit l'importance de l'ensemencement. Ainsi que nous le verrons par d'autres

expériences, l'absorption d'oxygène est proportionnelle aux possibilités de développement des organismes vivants, c'est-à-dire aux aliments énergétiques et minéraux qui leur sont offerts.

Les valeurs ci-dessus données se rapportent à la même terre que dans le tableau I, mais ici l'absorption d'oxygène est plus que doublée car le passage de la terre à l'autoclave (une heure à 120°) a permis la décomposition de certains composés organiques et consécutivement l'accroissement des substances utilisables par les bactéries.

Les essais faits avec certaines bactéries spécifiques (*Bacillus subtilis* ou autres) n'ont rien donné, car ces espèces n'ont pu se développer dans le milieu expérimental. Ceci importe peu étant donné que, dans les sols, il y a toujours suffisamment de bactéries susceptibles de se développer dans ces conditions et que ce n'est ni les espèces, ni leur importance numérique mais les possibilités qui leur sont offertes pour se développer qui déterminent en fin de compte l'importance de l'absorption d'oxygène. Les quelques plaques microbiennes que nous avons pu faire sur les terres récupérées après les mesures nous ont d'ailleurs montré une grande diversité de bactéries en cours de développement.

Cette mesure de l'activité microbienne, qui peut expérimentalement se développer dans un sol en fonction de son pouvoir nutritif, devrait pouvoir servir dans la recherche de facteurs limitants ou l'étude de l'action de certains apports aux champs.

Cette même mesure pourrait aussi être faite avec le dosage du gaz carbonique dégagé, mais le nombre des dosages serait ici beaucoup plus élevé, car il nous faudrait connaître le CO₂ dissous dans l'eau en début et en fin d'expérience, le CO₂ gazeux dégagé et même les carbonates et les bicarbonates avant et après.

Le rapport $\frac{\text{CO}_2 \text{ dégagé}}{\text{O}_2 \text{ absorbé}}$ serait peut être aussi intéressant à considérer dans différents types de sol mais nous ne voulons ici qu'envisager l'étude d'une mesure biologique simple susceptible d'être facilement utilisée par les pédologues, ce qui est le cas avec le dosage de l'oxygène absorbé.

Conditions expérimentales de la mesure

Ces mesures biologiques du pouvoir nutritif des sols ne sont comparatives entre elles que si les conditions expérimentales sont bien définies.

1) ETAT DE LA TERRE DONT ON VEUT DÉTERMINER LE POUVOIR NUTRITIF ET POIDS DE TERRE A UTILISER POUR LA MESURE :

La première question qui se pose est de savoir dans quel état doit se trouver la terre ; est-il préférable d'utiliser pour la mesure une terre fraîche, une terre séchée à l'étuve à 100° ou une terre séchée à l'air ?

Pour essayer de répondre à cette question, nous avons prélevé en octobre dans le terrain de l'IDERT (Bondy, Seine) une terre renfermant 10 % d'humidité et nous en avons aussitôt mesuré l'absorption d'oxygène en sept jours à 20° et pour des poids différents. Puis, nous avons refait ultérieurement nos mesures sur cette même terre de l'IDERT, après qu'elle ait été séchée à l'étuve ou plus simplement à l'air pendant dix jours, vingt jours et trente jours.

Les courbes de la figure 1 résument les résultats de ces mesures avec, en plus, ceux acquis sur une terre prélevée en juin au même endroit, alors qu'elle ne renfermait qu'une humidité de 1 %.

L'absorption d'oxygène la plus faible correspond à la terre fraîche prélevée en octobre avec une humidité de 10 %, l'absorption la plus forte à cette même terre séchée vingt-quatre heures à l'étuve à 100° ; les courbes des autres échantillons s'intercalent entre ces deux courbes.

La terre, prélevée en octobre avec une humidité de 10 %, paraît être « stabilisée », après un mois de séchage à l'air, et les consommations d'oxygène trouvées correspondent à celles trouvées pour la même terre prélevée en juin avec 1 % d'humidité.

Les mesures sur les terres fraîches et humides ne nous semblent pas souhaitables car elles donnent des résultats plus faibles et plus difficilement comparables que les terres séchées un mois à l'air.

Quant aux terres fraîches séchées à l'étuve, elles donnent des valeurs anormalement élevées.

Le passage une heure à l'étuve à 100° tue en effet brutalement en les déshydratant certains microorganismes comme les protozoaires, les nématodes ou les microarthropodes. Cette accumulation de matières organiques déshydratées et légèrement oxydées accroît grandement les aliments énergétiques du milieu, et, pour des terres organiques, conduit à des résultats très différents de ceux que l'on peut acquérir avec une terre « naturellement » séchée à l'air.

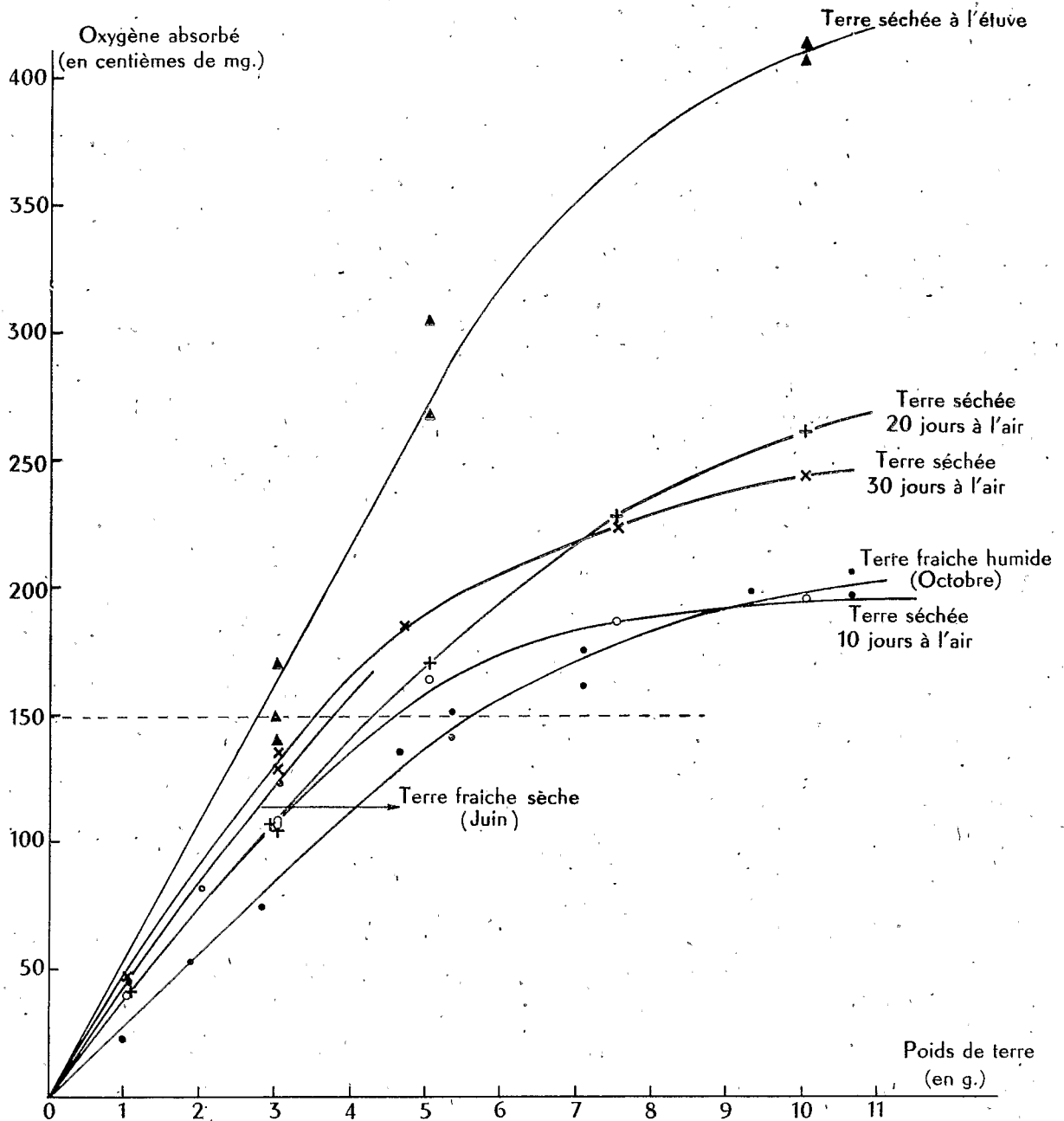


Fig. 1 - Absorption d'oxygène en 7 jours et à 20° en fonction du poids de terre mis dans un litre d'eau distillée

Il est, par ailleurs, généralement impossible pour les pédologues de réaliser des mesures de laboratoire sur les terres fraîches ainsi que de passer aussitôt celles-ci à l'étuve, mais par contre, ils peuvent le plus souvent dans un campement les faire assez facilement sécher à l'ombre.

Aussi, nous basant sur nos résultats, les nécessités du travail et les courbes de la figure 1,

nous pensons qu'il est préférable de déterminer le pouvoir nutritif d'un sol sur des échantillons séchés un mois à l'air, dans des conditions de faible hygrométrie.

Si nous considérons maintenant le **poids de terre à utiliser pour la mesure**, l'expérience nous a montré qu'avec des flacons d'un litre il est pratique de prendre, dans la plupart des cas, 3 grammes, mais il est évidemment des échantillons pour lesquels des quantités plus faibles ou plus importantes de terre sont nécessaires ; reste à savoir dans quelles limites les résultats sont proportionnels pour des poids de terre différents.

D'après les courbes de la figure 1, nous voyons que cette proportionnalité est acceptable jusqu'à ce que environ 150 centièmes de mg de l'oxygène du milieu aient été absorbés, ce qui pour des flacons de un litre, renfermant 850 centièmes de mg d'oxygène au départ, correspond à peu près à 17 % de l'oxygène.

Passée cette valeur, la diminution de l'oxygène dans le milieu freine progressivement l'activité microbienne, d'où le tracé de plus en plus incurvé de nos courbes.

Afin de mieux juger de la proportionnalité des résultats selon le poids de terre choisi, nous avons ramené arbitrairement à 3 g les résultats d'absorption d'oxygène des courbes de la figure 1. et nous les avons résumés dans la série de courbes de la figure 2.

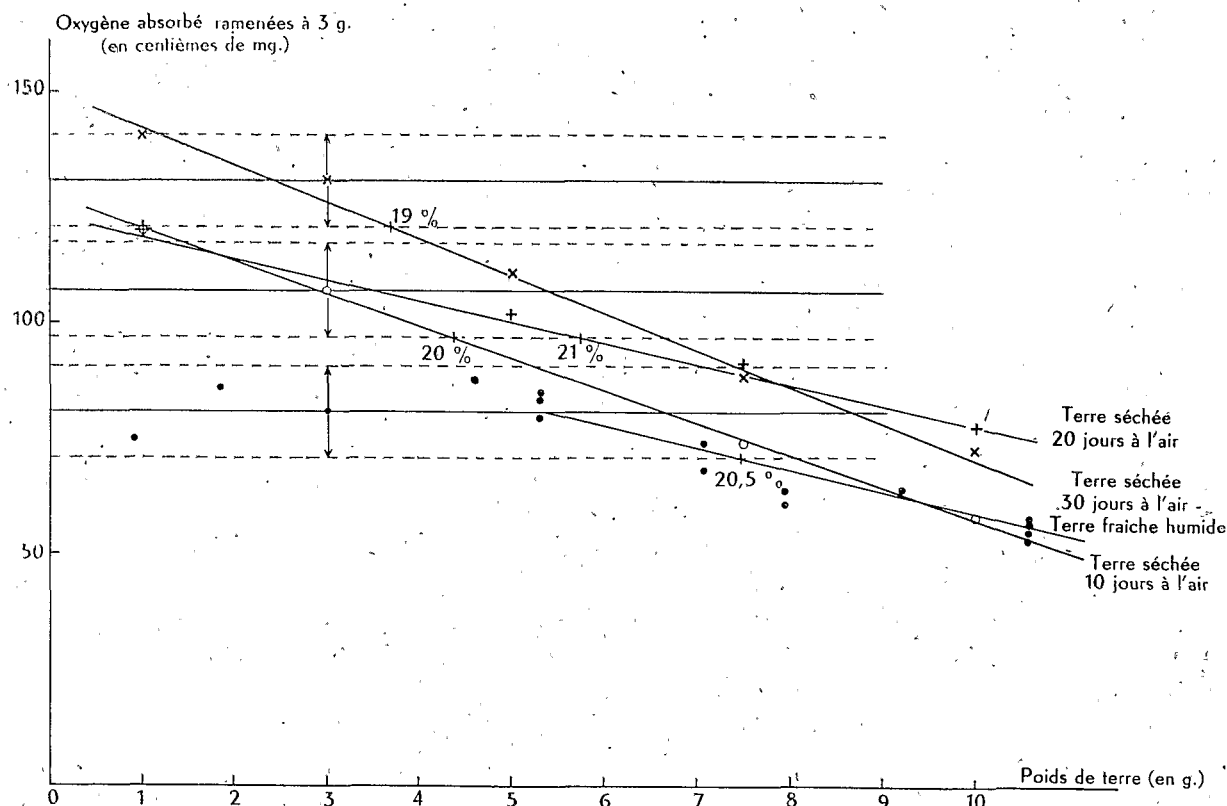


Fig. 2- Absorption d'oxygène en 7 jours et à 20° en fonction du poids de terre mis dans un litre d'eau distillée, les valeurs de l'oxygène absorbé étant toutes ramenées à 3 g. de terre.

Si les consommations d'oxygène avaient été trouvées proportionnelles aux poids de terre utilisés pour la mesure, toutes les lignes de la figure 1 auraient été des droites plus ou moins inclinées et les lignes de la figure 2 une série de droites horizontales ; il n'en est malheureusement pas ainsi.

Si nous admettons que dans la figure 2 les résultats d'absorption d'oxygène pour 3 g de terre sont exacts à ± 10 centièmes de mg près (ce qui dans des conditions d'expérience bien définies est un maximum) et, si nous traçons deux horizontales correspondant à ces ± 10 centièmes de mg, nous voyons que toutes les droites franchissent la limite inférieure quand environ 20 % de l'oxygène du milieu est absorbé. (Pour des raisons de clarté et parce que nous avons affaire à un échantillon enrichi en aliments énergétiques préoxydés, nous n'avons pas reproduit sur la figure 2 la courbe concernant la terre séchée à l'étuve ; cette courbe franchit la limite inférieure ci-dessus définie quand environ 40 % de l'oxygène du milieu est absorbé).

Si l'échantillon étudié absorbe peu d'oxygène, cette limite moyenne de 20 % de l'oxygène du milieu n'est atteinte en sept jours que pour un poids de terre important (c'est le cas de la terre fraîche choisie où, pour une absorption de 80 centièmes de mg d'oxygène, la limite de 20 % se situe à 7,5 g), mais si l'échantillon absorbe beaucoup d'oxygène, la limite de 20 % se situe alors beaucoup plus bas dans l'échelle des poids ; pour la même terre séchée à l'air, avec une absorption de 107 centièmes de mg d'oxygène, la limite de 20 % se situe à 5 g et, pour une absorption de 131 centièmes de mg, à 4 g.

Toutes conditions expérimentales étant égales, nous ne pouvons pas dire qu'une terre, dont 3 g ont absorbé 300 centièmes de mg d'oxygène, a eu une activité microbienne double d'une terre dont 3 g n'ont absorbé que 150 centièmes de mg, mais nous pouvons dire qu'elle a eu une activité microbienne « au moins double », car la valeur 300 est sous-estimée par rapport à la valeur 150.

Passée la partie approximativement rectiligne des courbes de la figure 1, nous n'avons que des valeurs relatives et non des valeurs absolues car ces dernières correspondraient aux prolongements des parties rectilignes.

Le fait de n'obtenir que des valeurs relatives, passé un certain seuil, ne doit toutefois pas nous empêcher de comparer entre elles les valeurs obtenues pour différentes terres ; car ce seuil des valeurs relatives n'est probablement déterminé que par un ralentissement de l'activité bactérienne, consécutif à la raréfaction de l'oxygène dans le milieu, et il devrait, à priori, être le même pour les différentes terres séchées naturellement à l'air.

Ces comparaisons, bien entendu, ne sont valables que pour des mesures toutes conduites avec le même poids de terre. Si nous adoptons pour nos mesures un poids-type de 3 g et que nous ayons à faire des mesures sur d'autres échantillons, qui nécessitent un poids de terre différent, car étant par trop vivants ou au contraire par trop abiotiques, les résultats que nous obtiendrons alors ne pourront être comparés :

d'une manière relative, qu'avec des résultats obtenus pour des poids de terre identiques,

et d'une manière absolue, qu'avec des résultats ayant eux-mêmes une valeur absolue, c'est-à-dire, en nous reportant aux courbes de la figure 1, se situant tous sur les parties approximativement rectilignes des courbes ou sur leurs prolongements. Pratiquement, on ne peut à priori supposer un résultat comme ayant une valeur absolue que s'il se situe en dessous d'une absorption d'environ 150 centièmes de mg d'oxygène pour 850 centièmes de mg au départ ou que s'il résulte du produit d'un résultat se situant lui-même en dessous de cette limite.

Il faut, de plus, noter que, pour de faibles absorptions d'oxygène, les valeurs obtenues avec de petites quantités de terre, une fois ramenées à 3 g, peuvent souvent s'avérer légèrement supérieures aux valeurs obtenues directement sur 3 g et cela, même si les valeurs obtenues avec 3 g restent en dessous du seuil des valeurs relatives.

Nous devons avoir là un autre phénomène différent du freinage de l'activité microbienne par diminution de l'oxygène et qui, vraisemblablement, doit se rapprocher du fait bien connu qu'une population dans un milieu pauvre possède toujours un plus grand rendement, car utilisant mieux les chaînes carbonées qui lui sont offertes.

Sur les courbes de la figure 2, ce phénomène se traduit par le fait que pour les terres séchées à l'air, nous avons des droites de formule $y = ax + b$ et non, comme pour la terre fraîche (étuvée ou non), une partie rectiligne et horizontale au départ. Nous pensons que, pour la terre fraîche humide, ce phénomène ne se manifeste pas parce que, peut-être, nous faisons nos mesures sur un milieu déjà en pleine activité et par suite biologiquement mieux tamponné.

2) IMBIBITION ET MISE EN FLACON DE L'ÉCHANTILLON :

La terre sèche sera tamisée à 2 mm comme pour les autres analyses mais, pour certaines terres à très forte structure ou très organiques, il peut y avoir avantage à les réduire à 1 ou 0,5 mm ; l'échantillon tamisé à 2 mm doit alors dans sa totalité être réduit à cette granulométrie inférieure.

Le calcul montre qu'un échantillon de 3 g de terre organique et difficilement mouillable, peut apporter avec l'air qu'il renferme jusqu'à 50 centièmes de mg d'oxygène et l'expérience, de son côté, nous a montré que 3 g de la terre brune de l'IDERR jetés directement dans l'eau peuvent apporter avec eux 20 centièmes de mg d'oxygène. Des échantillons de terre rouge ferrallitique dans les mêmes conditions n'ont par contre rien apporté.

Il faut donc chasser l'air des échantillons avant leur mise en flacon et, pour cela, la meilleure méthode nous a paru être de les laisser s'imbibber, par capillarité sur papier-filtre et dans une boîte de Pétri inclinée, pendant un quart d'heure ou une demi-heure selon la mouillabilité des échantillons ; les échantillons saupoudrés dans l'eau ou imbibés latéralement à plat n'ont pas donné de bons résultats.

La terre préalablement imbibée sera ensuite directement entraînée dans le flacon d'un litre avec l'eau préparée pour la mesure.

La répartition d'une suspension du sol dans des flacons, comme le proposait J. DUCHE, ne nous semble pas à conseiller car la plupart des terres ne se mettent que très imparfaitement en suspension et la répartition dans les flacons est alors très inégale. Le résultat ne peut dans ce dernier cas être que la somme de résultats partiels et il vaut, évidemment, beaucoup mieux faire la moyenne des résultats de deux ou trois mesures analogues que la somme des résultats de mesures différentes.

3) CHOIX DE L'EAU A UTILISER POUR LA MESURE :

Peut-on utiliser l'eau de canalisation, comme le préconisait J. DUCHE, ou mieux vaut-il employer de l'eau distillée ou de l'eau déminéralisée sur résines ?

Dans le but de répondre à cette question, nous avons choisi une terre de l'IDERT et la terre d'un horizon 5-10 cm d'un sol ferrallitique du Cameroun ; ces deux terres avaient toutes deux été séchées à l'air, leurs teneurs en acides humiques totaux étaient analogues mais les sommes de leurs bases échangeables très différentes (cf. tableau n° 3, p. 535).

Nous avons mesuré l'absorption d'oxygène dans ces deux terres avec trois eaux différentes :

une eau de canalisation, possédant un pH de 7,5 et une résistivité de 2.000 microohms,
une eau distillée possédant un pH de 5,2 et une résistivité de 60.000 microohms,
une eau déminéralisée possédant un pH de 5,1 et une résistivité de 300.000 microohms.

Les résultats que nous avons obtenus sont donnés dans le tableau 2.

TABLEAU 2. — ABSORPTION D'OXYGÈNE POUR 3 G DE TERRE AU LITRE, EN SEPT JOURS, A 20° C ET AVEC DES EAUX DE QUALITÉ DIFFÉRENTE (moyenne de trois mesures exprimée en centièmes de mg)

	Eau de canalisation	Eau distillée	Eau déminéralisée	Eau dist. + 10 ml Wino + 0,2 g CO ₃ Ca
Terre brune de l'IDERT (Bondy-Seine)	222	188	258	184
Terre d'un sol ferrallitique du Cameroun ..	233	119	176	301

Alors qu'avec l'eau de canalisation, la terre du sol ferrallitique manifeste une activité microbienne égale ou peut être même un peu supérieure à celle, qui se développe dans la terre brune (ce qui semble a priori anormal), avec l'eau distillée ou l'eau déminéralisée, les résultats sont inversés et la terre du sol ferrallitique apparaît respectivement au moins 1,6 et 1,5 fois moins vivante que la terre brune.

Le pH des eaux ne semble pas être la cause de cette inversion des valeurs car nous avons refait nos mesures en ramenant à pH 7 par de la soude N/10 les eaux distillées et déminéralisées et nos résultats n'en ont pas été modifiés pour cela.

La différence des résultats obtenus avec l'eau de canalisation et l'eau distillée ne peut s'expliquer que par la présence de sels minéraux en solution dans la première de ces eaux. Contrairement à la terre brune de l'IDERT, la terre du sol ferrallitique est très pauvre en bases échangeables (notamment en calcium) et, dans les mesures faites avec l'eau distillée ou déminéralisée, cette déficience en éléments minéraux utilisables doit être un facteur limitant pour le développement des bactéries ; celles-ci rencontrent peut-être aussi dans le milieu une pression osmotique trop faible.

D'ailleurs, si l'on refait les mesures en ajoutant aux flacons d'eau distillée 10 ml du milieu de Winogradsky et 0,2 g de carbonate de calcium, nous voyons (cf. tableau 2) que l'absorption d'oxygène ne varie pas pour la terre brune, mais s'élève aussitôt énormément pour la terre du sol ferrallitique pauvre en bases échangeables.

Etant donné le sens que nous avons donné à notre mesure, mesure qui consiste, rappelons-le, à déterminer le pouvoir nutritif d'un sol par développement conditionné des microorganismes, nous devons rejeter l'utilisation des eaux de canalisation, dont la composition chimique est d'ailleurs très variable et nous en tenir uniquement à l'eau distillée.

L'eau déminéralisée sur résines est également à rejeter car, bien que pouvant avoir une résistivité extrêmement forte, elle renferme toujours des traces de résines échangeuses qui, dans certaines conditions mal définies et variables selon les échantillons, semblent déterminer une absorption de l'oxygène du milieu; cette absorption paraît, même à des températures supérieures à 20-25°, pouvoir devenir très importante.

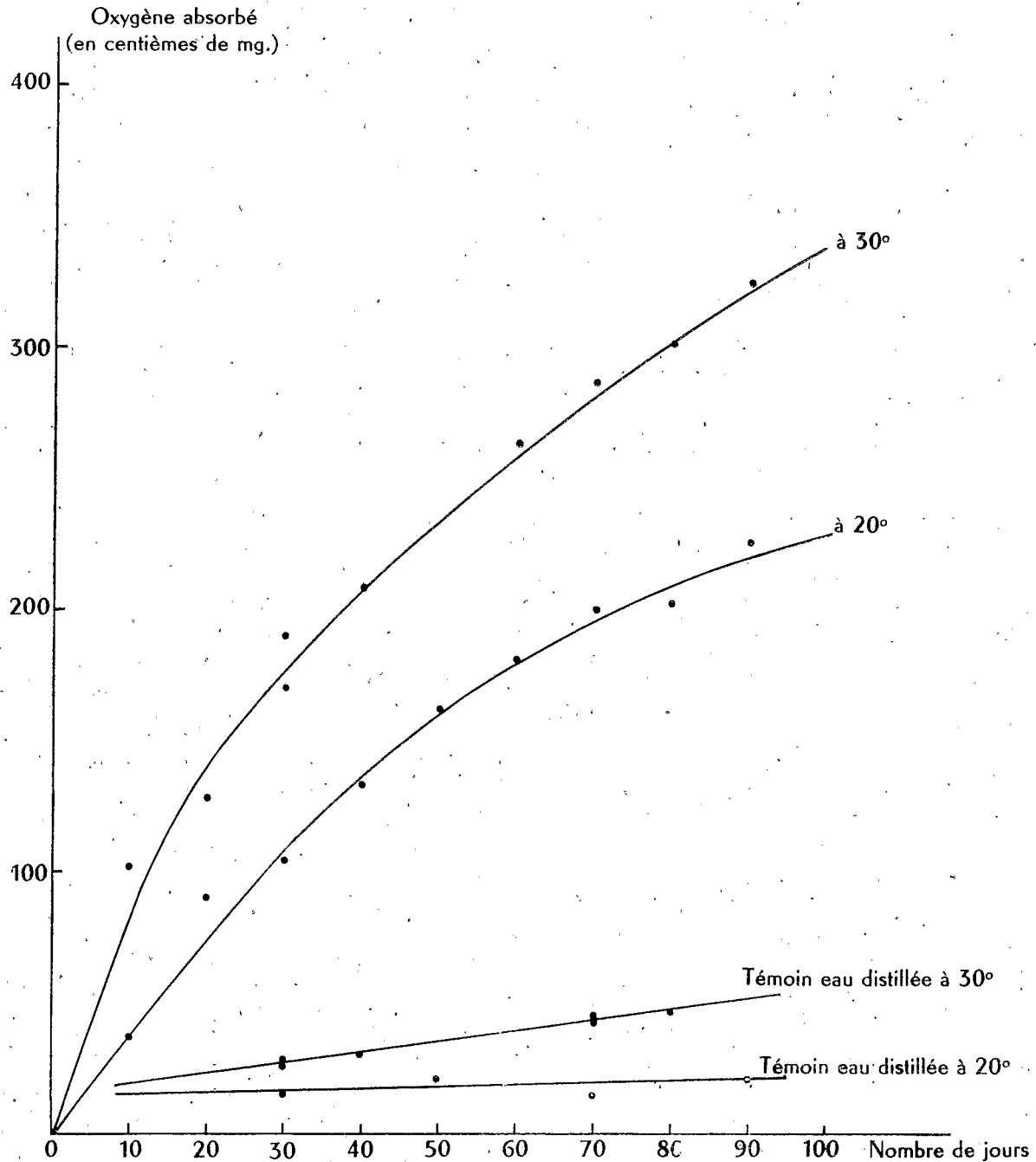


Fig 3-Absorption d'oxygène par 3 g. de terre dans un litre d'eau distillée en fonction du temps et pour des températures différentes

4) CHOIX DE LA TEMPÉRATURE ET DU TEMPS OPTIMA POUR LA MESURE :

Nous avons, là encore, utilisé une terre de l'IDERT (cette fois vieille de quatre mois) dont nous avons mesuré sur des échantillons de 3 g l'absorption d'oxygène pour des temps et des températures différents.

Les résultats de nos mesures sont résumés par les courbes des figures 3 et 4.

Nous voyons que ces courbes ressemblent à celles précédemment obtenues avec des poids de terre différents. Nous retrouvons ici le même démarrage affirmé, la même partie inférieure approximativement rectiligne et la même incurvation due à la raréfaction de l'oxygène. Cette incurvation, là aussi, se situe approximativement entre 150 et 200 centièmes de mg d'oxygène absorbé (soit 17 à 20 % de l'oxygène du milieu pour 880 centièmes de mg d'oxygène au départ).

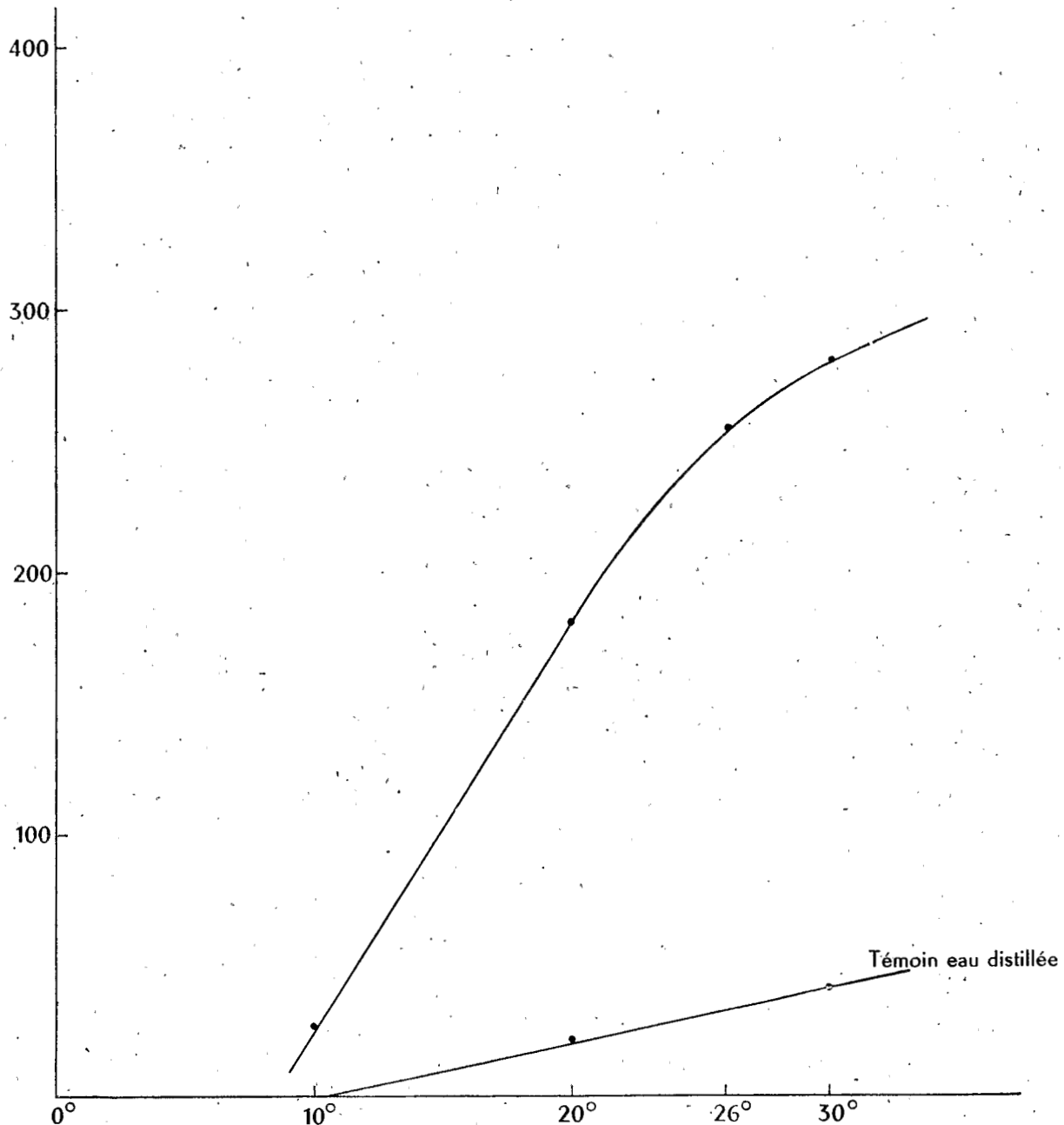


Fig. 4-Absorption d'oxygène en 7 jours par 3 g. de terre dans un litre d'eau distillée en fonction de la température

Compte tenu de ces courbes et de nos divers résultats, nous pensons que la mesure de l'absorption de l'oxygène devrait se faire après sept jours pour avoir des valeurs suffisamment élevées mais non exagérées. De plus, le choix d'une semaine pour le repos des flacons est très commode du point de vue réalisation pratique.

En ce qui concerne la température, l'activité bactérienne à 10° est insignifiante et, au-dessus de 30°, nous avons peur que cette activité devienne par trop désordonnée, certaines bactéries pouvant alors peut-être plus facilement supplanter les autres et certains composés organiques s'hydrolyser trop rapidement.

J. DUCHE a préconisé la température de 20°, et c'est à cette température que nous avons fait toutes nos mesures.

5) CONCLUSIONS SUR LES CONDITIONS EXPÉRIMENTALES DE LA MESURE :

Tout ce que nous venons d'exposer nous montre bien que notre mesure dépend étroitement de ses conditions de réalisation, et, si l'on veut pouvoir comparer entre eux les résultats relatifs ou absolus de diverses mesures, il nous faut réaliser celles-ci dans des conditions expérimentales identiques.

D'après nos résultats nous pensons valable de proposer les conditions expérimentales suivantes :

Laisser sécher à l'air dans des conditions de faible hygrométrie et pendant au moins un mois la terre à analyser.

La tamiser à 2 mm en la broyant plus finement si cela est jugé utile.

En prendre des échantillons de 3 g, ou éventuellement, dans les cas d'absolue nécessité, de 1 ou 6 g mais en n'oubliant pas que les résultats ne pourront être comparés à ceux obtenus avec 3 g que dans des conditions bien définies (cf. plus haut).

Imbibber ces échantillons par capillarité sur papier filtre au moins un quart d'heure.

Les transvaser dans des flacons d'un litre à bouchon de verre rodé, puis finir de remplir ces flacons avec une eau distillée préalablement aérée par agitation.

Tapoter doucement les flacons avant de les boucher au cas où de petites bulles d'air seraient retenues sur leurs parois, les boucher, les lutter à la paraffine, puis les retourner ensuite deux outrois fois pour assurer un bon ensemencement et vérifier qu'il n'y ait pas de bulle d'air emprisonnée.

Conservier ensuite ces flacons sept jours à 20° avant d'en doser l'oxygène encore dissous dans le milieu. L'expérience nous a montré qu'il ne servait à rien de retourner chaque jour les flacons.

Nous donnons à la fin de ce texte la méthode, que nous avons adoptée pour le dosage de l'oxygène dissous dans l'eau, ainsi que plusieurs conseils pratiques pour la réalisation de la mesure et le calcul des résultats.

EXAMEN DE QUELQUES RÉSULTATS OBTENUS AVEC CETTE MESURE

Pouvoir nutritif d'un profil ferrallitique prélevé au Cameroun sous grande forêt et comparaison avec une terre brune de l'IDERT (Bondy, Seine).

La détermination du pouvoir nutritif faite de 5 en 5 cm dans la partie supérieure d'un profil ferrallitique prélevé sous forêt équatoriale nous montre que l'activité microbienne est, dans ce sol, essentiellement localisée en surface (cf. tableau n° 3)

TABLEAU 3. — ABSORPTION D'OXYGÈNE PAR LA PARTIE SUPÉRIEURE D'UN SOL FERRALLITIQUE,
 ABSORPTION D'OXYGÈNE PAR UNE TERRE BRUNE DE L'IDERT,
 INFLUENCE DES APPORTS MINÉRAUX SUR CES ABSORPTIONS,
 MATIÈRES ORGANIQUES ET BASES ÉCHANGEABLES.

N° des échantillons et profondeur (en cm)	Absorption d'oxygène $\frac{\text{mg}}{100}$ pour 3 g (11., 7 j., 20°)				Mat. organiques et bases échangeables				
	mg 100 pour 3 g (11., 7 j., 20°)	+ 10 ml./l. Wino + 0,2‰ CO ₃ Ca	+ NO ₃ NH ₄ 1 ‰	+ Wino + CO ₃ Ca + NO ₃ NH ₄	Mat. orga- nique % (= C × 1,72)	Mat. humiques totales %	Acides humiques ‰	Acides fulviques‰	S. bases échang. (m. eq. pour 100 g)
Litière (0-1 cm)	1.185					31,6	15,6	16,4	
S ¹ (1-2)	624				7,65	17,2	8,9	8,3	
S ² (2-6)	154				1,95	6,0	1,6	4,3	4,5
S ³ (6-11)	119	296	134	277	1,50	4,6	0,9	3,8	0,8
S ⁴ (11-16)	86				1,20	4,2	1,2	3,5	
S ⁵ (16-26)	71				1,15	3,9	1,0	3,2	
S ⁶ (26-36)	51				0,85	2,8	0,2	2,6	
S ⁷ (60-80)	31				0,85	2,7	0,1	2,5	<0,8
Terre brune de l'IDERT (0-10).	180	184	164	185	2,17	4,85	3,0	2,1	33

La surface du sol ferrallitique étudié était recouverte par une litière végétale, épaisse seulement d'un centimètre et constituée par des débris végétaux brunis et colonisés par les champignons. Cette litière se trouve mélangée à des rejets divers et le rapport fraction légère sur fraction lourde, établi sur l'échantillon sec avec du bromoforme à densité 2, y est peu différent de 0,5.

0,2 gramme de cette litière prise dans son ensemble absorbe 80 centièmes de mg d'oxygène en sept jours à 20° et dans un litre d'eau distillée renfermant 9 mg d'oxygène dissous au départ ; ce qui, pour 3 grammes de litière sèche, donne une absorption absolue d'environ 1.200 centièmes de mg d'oxygène.

Tout de suite en dessous de cette litière, et en ne considérant que le premier centimètre de terre brune, humifère et riche en radicules qui recouvre le sol, l'absorption d'oxygène pour 0,5 gramme descend à 104 centièmes de mg et pour 3 grammes se situe donc aux environs de 624 centièmes de mg.

Dans les cinq centimètres suivants, l'absorption s'abaisse à 154 centièmes de mg pour 3 grammes, puis diminue ensuite rapidement (cf. tableau n° 3) pour tendre vers une absorption pratiquement nulle à un mètre de profondeur.

Ces résultats nous confirment, s'il en était encore besoin, que dans les sols ferrallitiques sous forêt équatoriale, la décomposition des débris végétaux est rapide et s'effectue essentiellement dans les 20 premiers centimètres.

La décomposition des matières organiques y est poussée très loin et la synthèse des matières humiques y est très limitée.

L'activité microbienne dans le sol ferrallitique suit naturellement les teneurs en matières organiques, mais se trouve grandement freinée par la rareté des bases échangeables comme le prouve l'adjonction d'éléments minéraux (10 ml du milieu de Winogradsky et 0,2 ‰ de CO₃Ca) à l'eau distillée de la mesure. Cet apport minéral fait beaucoup plus que doubler l'absorption d'oxygène de la terre ferrallitique, alors qu'elle ne modifie pas celle de la terre brune de l'IDERT, terre qui est beaucoup plus riche en bases échangeables.

On peut penser que les bases échangeables jouent dans cette mesure, en déterminant à la fois le contenu minéral des solutions mais aussi leur pression osmotique, car une pression osmotique trop faible peut empêcher tout développement bactérien.

Un essai d'apport d'azote sous forme de nitrate d'ammonium n'a pas augmenté les absorptions d'oxygène par l'une ou l'autre terre et, apparemment, les bactéries de ces terres ne manquent pas d'azote minéral pour se multiplier.

Ce n'est là qu'une application grossière de la mesure du potentiel d'activité microbienne à la recherche des facteurs limitants, mais nous pensons que, dans des études plus poussées sur les

carences minérales ou peut être même les oligo-éléments, cette mesure devrait pouvoir donner des résultats, pour autant qu'on tienne compte de la pression osmotique du milieu.

Quant à l'activité microbienne dans la terre brune de l'IDERT (Bondy, Seine), elle apparaît supérieure à celle qui peut exister dans l'horizon du sol ferrallitique renfermant la même quantité d'acides humiques totaux. Ceci s'explique par le fait que les éléments minéraux dans la terre brune de l'IDERT permettent certainement un développement plus actif des bactéries. Par contre, après un apport minéral et pour des teneurs en matières organiques à peu près égales, l'activité microbienne se développe bien plus rapidement dans le sol ferrallitique que dans le sol de l'IDERT.

Pouvoir nutritif et fertilité de divers sols de Casamance et d'Oubangui aux passés agricoles différents.

Notre mesure est une mesure qui reflète le pouvoir nutritif du milieu pour les microorganismes, au même titre que la fertilité reflète le pouvoir nutritif du milieu pour les cultures qui y sont appropriées.

Aussi avons-nous essayé de voir sur des sols tropicaux, d'une part si la mesure biologique de leur pouvoir nutritif correspondait avec leur fertilité, et, d'autre part, si les résultats de cette mesure dépendaient bien à la fois des matières organiques et des bases échangeables.

Soit d'abord une série de huit terres sableuses de Casamance (station de la CGOT à Séfa, M. COINTEPAS), terres d'apparence analogue mais ayant des passés agricoles fort différents :

- 1) n° 126 et 326 : cultures continues arachide sur riz,
- 2) n° 401 : sol épuisé ayant déjà eu une année d'engrais verts,
- 3) n° 211 et 311 : après trois jachères d'un an,
- 4) n° 310, 510 et 610 : cultures d'arachide après trois jachères d'un an.

TABLEAU 4. — ABSORPTION D'OXYGÈNE PAR DES TERRES DE CASAMANCE ET D'OUBANGUI. STRUCTURE, MATIÈRES ORGANIQUES, BASES ÉCHANGEABLES ET PASSÉ AGRICOLE DE CES TERRES.

N° des échantillons (0-10 cm)	Absorption d'oxygène mg pour 3 g (*)		Eau canalisation eau distillée	Structure	Matières humiques totales ‰	Acides humiques ‰	Acides fulviques ‰	S. bases échangeables (m. éq. pour 100 g)	Passé agricole (cf. texte)
	eau distillée	eau canalisation							
Casamance :									
126	31	45	1,45	T. M.	1,76	1,30	1,06	1,12	1
310	42	54	1,29	M	2,04	1,44	0,88	1,48	4
401	44	56	1,27	M.	2,02	1,41	1,09	1,08	2
326	45	53	1,18	T. M.	2,12	1,62	0,86	2,70	1
311	46	63	1,37	Ass. B.	1,94	1,42	0,96	1,50	3
211	52	58,5	1,12	Ass. B.	2,26	2,0	0,89	3,20	3
510	57	88	1,54	B.	2,47	1,48	1,30	1,80	4
610	65	86	1,32	B.	2,9	2,06	1,34	2,24	4
Oubangui-Chari									
			Matières organiques %	Agrégats benzène %					
XXV-8	95		2,03	2,6	4,10	2,00	2,10	4,12	—
XXV-9	117		2,41	6,8	4,95	3,00	2,05	2,72	1 an maïs
XXVII-8	108		2,26	4,8	4,90	3,35	1,65	3,18	—
XXVII-9	133		2,34	10,8	4,50	2,90	1,55	3,30	1 an maïs

* 1 litre, sept jours, 20°

** Pour les sols de Casamance, la mesure directe des matières humiques totales apparaît légèrement inférieure à la somme « acides humiques + acides fulviques » par suite des faibles teneurs des échantillons en ces éléments.

Les mesures que nous avons réalisées sur ces sols (cf. tableau n° 4) indiquent qu'ils sont très peu « vivants » et donnent, à l'exception de l'échantillon n° 310, des résultats tout à fait concordant avec leur passé agricole (*).

Les mesures de structure faites par M. A. COMBEAU au laboratoire de physique des sols de l'IDERT ont montré que les structures de ces sols étaient de même en rapport avec leur passé agricole ; les terres cultivées en arachides après trois jachères d'un an ont une bonne structure, les terres venant d'avoir trois jachères d'un an ont une assez bonne structure (à l'exception, là encore, de l'échantillon n° 310 trouvé avoir une mauvaise structure), le sol épuisé venant d'avoir une année d'engrais verts a une mauvaise structure et les sols cultivés d'une manière continue en arachide et en riz ont une très mauvaise structure.

Si nous comparons maintenant les valeurs trouvées pour l'absorption d'oxygène avec les teneurs en matières organiques et les bases échangeables, nous voyons d'une part que l'absorption d'oxygène croît approximativement dans le même sens que les matières humiques totales mais que, d'autre part, elle est freinée par l'insuffisance des bases échangeables, ainsi que le montre la différence des résultats obtenus avec l'eau de canalisation et l'eau distillée. Ce ralentissement de l'absorption d'oxygène est d'autant plus marqué que les matières organiques sont importantes et les bases échangeables faibles ; si l'on porte, en effet, sur un graphique en abscisses le rapport « oxygène absorbé avec l'eau de canalisation sur oxygène absorbé avec l'eau distillée » et en ordonnées les matières humiques totales, nous voyons (cf. figure n° 5) que les points obtenus, à une exception près, se superposent obliquement selon leur richesse en bases échangeables. Ce qui, notons-le au passage, est une confirmation de la signification que nous avons précédemment donnée à notre mesure.

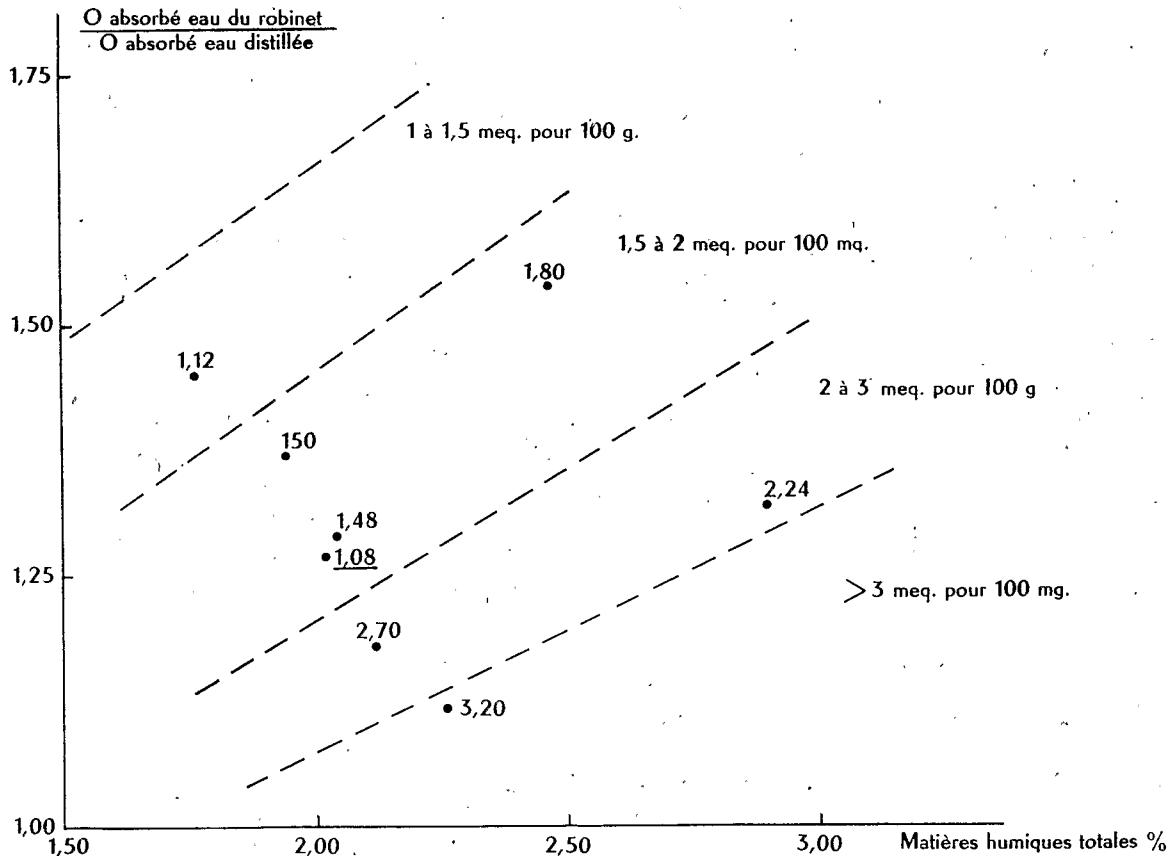


Fig. 5 - Relation entre l'absorption d'oxygène, les matières humiques et les bases échangeables dans les sols de Casamance.

(*) Nous avons été obligés de faire nos mesures sur 6 grammes pour avoir des différences plus nettes, mais, dans le tableau n° 4, nous donnons cependant les résultats d'absorption d'oxygène par rapport à 3 grammes de terre, car l'expérience nous a prouvé que, sur ces échantillons de terre, les résultats obtenus avec 6 grammes étaient exactement le double de ceux obtenus avec 3 grammes. Cette proportionnalité s'explique facilement étant donné que dans les deux cas (3 g et 6 g) nous restons en dessous d'une consommation de 150 centièmes de mg d'oxygène avec les conditions expérimentales habituelles (cf. plus haut, choix du poids de terre).

Nous avons joint à notre tableau n° 4 les résultats obtenus sur deux parcelles de sols argilo-sableux d'Oubangui-Chari (parcelles XXV et XXVII) (Station de l'IRCT à Grimari, M. BOYER). Dans chacune de ces parcelles, la moitié a été cultivée en maïs pendant un an et, dans cette moitié, la structure, comme le montrent les résultats d'agrégats au benzène, s'en est trouvée nettement améliorée.

Là encore, les résultats de nos mesures suivent les résultats des mesures physiques et les résultats d'absorption d'oxygène paraissent bien toujours dépendre des matières organiques (avec, peut-être, une influence des bases échangeables), mais les différences entre les résultats sont trop minimes et les résultats pas assez nombreux pour qu'on puisse établir dans ce dernier cas des corrélations valables entre les différentes valeurs trouvées.

Mesure de l'absorption d'oxygène par des sols salés de Tunisie.

Nous avons voulu voir si la mesure biologique du pouvoir nutritif pouvait aussi s'appliquer à des sols salés. Pour cela, nous avons choisi quatre sols très salés de Tunisie, qui, sur place, ne supportaient pratiquement pas de végétation.

Parmi ces quatre sols, il y en a un (le n° 1.606), qui paraît être un peu plus stable que les autres et possède une meilleure perméabilité ; son absorption d'oxygène est particulièrement élevée (cf. tableau n° 5).

Pour les autres, l'absorption d'oxygène est aussi positive et peut être comparée aux sols de Casamance, que nous avons déjà vus, mais, si l'absorption d'oxygène traduit encore ici l'importance de l'activité microbienne, la signification de cette activité ne doit plus être la même car, nous devons avoir affaire à quelques bactéries bien spécialisées et non plus à une population de bactéries.

TABLEAU 5. — ABSORPTION D'OXYGÈNE, RÉSISTIVITÉ, STABILITÉ, PERMÉABILITÉ ET MATIÈRES HUMIFIQUES TOTALES DE SOLS SALÉS DE TUNISIE

N° des échantillons (0-10 cm)	Absorption d'oxygène mg pour 3 g 100	Résistivité mmhos	Indice* d'instabilité	Débit cm ³ /h/8 cm ²	Matières humiques totales /‰
1.601	91	142	11,4	7,7	0,05
1.602	41	61	148	7,3	0,25
1.606	258	129	3,1	24,5	0,05
1.607	29	59	11,4	5,6	0,05

* Indice d'instabilité : $\frac{\text{fraction dispersée (argile + limon)}}{\text{agrégats stables — sable grossier}}$

Si pour une raison quelconque, le sol salé devient un peu plus stable, et un peu plus perméable à l'eau et à l'air, certaines bactéries chimiotrophes peuvent alors se multiplier rapidement pour autant que l'élément qu'elles oxydent est présent en quantités appropriées ; tel doit être le cas pour l'échantillon n° 1.606 où, peut-être, le soufre est en jeu.

Pouvoir nutritif de diverses litières végétales

ABSORPTION D'OXYGÈNE POUR 0,2 G DE LITIÈRE UN LITRE EN SEPT JOURS ET A 20°.

litière de châtaignier (forêt de Montmorency)	370	centièmes de mg
litière de pins (Vosges)	340	—
litière d'un sol ferrallitique sous forêt (Cameroun)	160	—
tourbe du Pays de Bray	1	—

D'après ces quelques résultats, qui ne sont donnés qu'à titre d'exemples, il semblerait qu'une même activité microbienne puisse se développer dans une litière de châtaignier et une litière de pins, bien que l'évolution des matières organiques soit très différente dans ces deux litières.

Le caractère abiotique de la tourbe est aussi nettement souligné.

L'examen de ces quelques résultats, pour superficiels qu'ils soient, n'en montre pas moins que la mesure étudiée peut avoir des applications variées et rendre d'utiles services, compte tenu de sa relative facilité de réalisation.

Cette mesure doit toutefois être réalisée dans des conditions expérimentales bien définies et nous pensons utile d'en donner pour finir un mode opératoire détaillé.

MODE OPÉRATOIRE DÉTAILLÉ POUR LA MESURE

Préparation des séries de flacons

La terre ayant été séchée à l'air pendant au moins un mois puis tamisée à 2 mm (ou, si nécessaire, à 1 ou 0,5 mm après broyage), en peser des échantillons de 3 grammes ou, éventuellement, des poids plus ou moins élevés si les terres sont abiotiques ou, au contraire, très organiques. Mais, pour des poids différents de 3 g, il ne faut pas oublier que les résultats que l'on obtiendra ne pourront être comparés à ceux obtenus avec 3 g que dans des conditions bien définies (cf. plus haut : poids de terre à utiliser).

Dans des boîtes de Pétri inclinées, laisser imbibé ces échantillons sur papier filtre, pendant au moins un quart d'heure.

Pendant ce temps, agiter pour l'aérer 9 litres d'eau distillée dans un flacon de 10 litres que l'on peut, par exemple, rouler énergiquement à plat sur un torchon pendant cinq minutes. Ces 9 litres d'eau distillée après un repos de cinq autres minutes, serviront pour une série de neuf flacons : sept flacons correspondront à des mesures du pouvoir nutritif et deux à des flacons témoins, ne renfermant que de l'eau distillée. (Un de ces deux flacons témoins peut être de 500 ml au lieu d'un litre, ce qui laisse une marge d'environ 500 ml d'eau toujours nécessaire avec des flacons, qui font souvent un petit peu plus d'un litre et ce qui permet aussi le dosage de l'oxygène dissous dans l'eau distillée au départ ; ce dosage, s'il n'est pas nécessaire pour la mesure du potentiel d'activité microbienne est cependant utile pour juger de l'oxygène absorbé dans les flacons témoins).

Il est conseillé d'utiliser une eau distillée dont la température ne soit pas trop éloignée de celle à laquelle on va soumettre les flacons, ceci afin d'éviter des phénomènes de dilatation ou de rétraction de l'eau par trop marqués.

Les échantillons de terre étant correctement imbibés et l'eau distillée étant ainsi préparée, reste à remplir les flacons.

En s'aidant d'un entonnoir placé sur un support réglable et en opérant au-dessus d'une cuvette plate, transvaser les échantillons imbibés dans les flacons de verre avec un peu de l'eau distillée préalablement préparée, puis finir de remplir les flacons avec cette eau.

Tapoter doucement ces flacons avant de les boucher, au cas où de petites bulles d'air seraient retenues sur leurs parois, les boucher, les luter à la paraffine fondue à l'aide d'un compte-goutte puis les retourner ensuite deux ou trois fois pour assurer un bon ensemencement et vérifier qu'il n'y ait pas de bulle d'air emprisonnée.

Conserver ensuite ces flacons sept jours à 20° avant d'en doser l'oxygène dissous dans le milieu. Il est généralement inutile de les retourner pendant ce laps de temps.

Dosage de l'oxygène dissous dans l'eau des flacons

Après ces sept jours de repos, on reprend les flacons, on les retourne pour bien en homogénéiser le milieu et on dose l'oxygène dissous dès que le liquide est redevenu assez limpide.

Dans les laboratoires froids, il est à éviter qu'un refroidissement trop marqué des flacons y détermine une rétraction de l'eau, une pénétration de l'air et un léger apport d'oxygène si les flacons séjournent trop longtemps dans le laboratoire avant d'être dosés.

Pour le dosage, on pose le flacon sur un support, on le débouche et, avec un tuyau en plastique, on le siphonne aussitôt aux trois quarts dans un petit flacon à bouchon de verre rodé d'environ 125 ml de contenance. Il est pratique d'effectuer ce siphonnage au-dessus d'une cuvette plate et inclinée qui recueille les eaux débordant du petit flacon.

Quand environ les trois quarts de l'eau du grand flacon se sont écoulés, on arrête le siphonnage par en bas, on bouche le petit flacon pour en ajuster le volume d'eau puis, on le redébouche pour y introduire au moyen de pipettes plongeant jusqu'au fond : 1 ml d'une solution de sulfate de manganèse (400 g/litre) et 1 ml d'une solution d'iodure de potassium (700 g de potasse caustique et 150 g d'iodure de potassium dissous dans 1 litre d'eau).

Reboucher sans laisser de bulles d'air et agiter ; un précipité se forme aussitôt.

Au bout de dix minutes, déboucher de nouveau le petit flacon et ajouter en son milieu 1 ml d'acide sulfurique au 1/2.

Reboucher après avoir, si nécessaire, prudemment rajouter en surface un peu d'eau distillée afin que le volume du liquide soit suffisant pour qu'il n'y ait pas d'air emprisonné au cours de ce rebouchage.

Agiter et, lorsque tout le précipité formé précédemment s'est redissous, prélever 100 ml du liquide et titrer avec de l'hyposulfite de sodium N/80 jusqu'à disparition de la couleur jaune de l'iode. Déterminer la fin du dosage par addition de 1 ml d'empois d'amidon fraîchement préparé ou mieux une pincée de Thiodène Purkis-Williams (ce produit Prolabo qui vaut environ 9 NF les 100 g est un indicateur d'iode particulièrement pratique).

1 ml d'hyposulfite N/80 = 1 mg/litre d'oxygène dissous, mais en fait (cf. plus loin le calcul des résultats), une légère correction est à faire car la prise de 100 ml d'eau du petit flacon, par suite des réactifs qui y ont été introduits, ne correspond pas exactement à 100 ml d'eau des grands flacons.

RÉACTIFS UTILISÉS

Acide sulfurique au 1/2.
 Sulfate de manganèse (400g/litre).
 Iodure de potassium (700g potasse caustique et 150 g iodure de potassium dissous dans 1 litre d'eau distillée).
 Hyposulfite de sodium N/80 (plus exactement appelée maintenant thiosulfate de sodium).
 Thiodène ou, à défaut, empois d'amidon.

PRÉPARATION, TITRAGE ET CONSERVATION DES SOLUTIONS D'HYPOSULFITE DE SODIUM

Il est nécessaire de préparer, au départ, un litre d'acide sulfurique N/10 exact et 1 litre d'hyposulfite N/10 approché qui serviront ensuite à préparer des solutions N/80.

Préparation :

Pour préparer un litre d'hyposulfite de sodium à peu près décimale (N/10), mettre 24,8g d'hyposulfite de sodium dans une fiole jaugée de 1 litre, dissoudre l'hyposulfite dans 500 ml d'une eau distillée de préférence bouillie et refroidie à l'abri de l'air (*) puis après dissolution, compléter à 1 litre avec cette même eau et verser la solution ainsi préparée dans un flacon teinté.

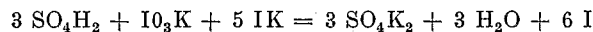
Laisser ensuite la solution se stabiliser une semaine à l'abri de la lumière et à la température du laboratoire, surtout si cette solution a été préparée avec de l'eau distillée ordinaire.

A partir de cette solution d'hyposulfite décimale, on prépare ensuite, au fur et à mesure des besoins, des solutions d'hyposulfite N/80 (125 ml de la solution d'hyposulfite N/10 amenés à 1.000 ml).

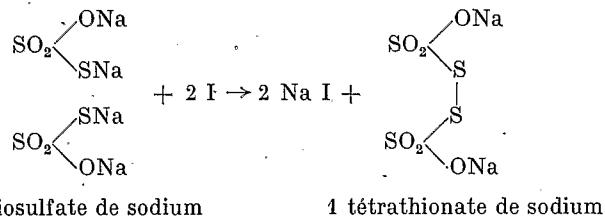
Titration :

Les solutions d'hyposulfite se titrent au moyen d'un mélange d'iodure et d'iodate de potassium en milieu acide.

Placer dans un erlenmeyer 10 ml d'une solution aqueuse d'iodure de potassium (20 g/litre), 15 ml d'une solution d'iodate de potassium à 2 % et 10 ml d'acide sulfurique titré exactement.



Ce sont ces six atomes d'iode qui réagissent sur l'hyposulfite de sodium, que l'on verse par la burette jusqu'à décoloration de la liqueur, la fin du dosage étant à préciser avec une pincée de thiodène ou 1 ml d'empois d'amidon.



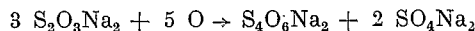
A 3 SO_4H_2 correspondent 6 I et 6 hyposulfites (ou thiosulfates) qui en milieu acide n'agissent que par une valence, d'où un dosage classique selon la forme $n\nu = n'\nu'$; à 1 ml de SO_4H_2 N/10 correspond 1 ml d'hyposulfite N/10.

Réactifs utilisés :

Iodure de potassium (20 g/litre)
 Iodate de potassium à 2 %
 Acide sulfurique N/10 ou N/80 titré exactement
 Thiodène ou, à défaut, empois d'amidon.

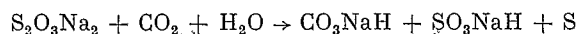
Conservation des solutions :

Les solutions N/10 d'acide sulfurique et d'hyposulfite peuvent se conserver au frais et à l'abri de la lumière, mais, pour les solutions N/80, leurs titres peuvent lentement changer avec l'apparition de bactéries dans le milieu ; l'hyposulfite peut ainsi être oxydé par des bactéries en bâtonnets selon la formule :



Aussi avons-nous trouvé pratique de conserver au frigidaire toutes nos solutions titrées quitte à les sortir une heure avant le dosage pour qu'elles aient le temps de se réchauffer. Ceci peut être indispensable outre-mer pour les solutions d'hyposulfite N/80.

(*) Ceci afin de priver l'eau du CO_2 et de l'O qui pourraient y être dissous. Le CO_2 en effet décompose l'hyposulfite de Na en donnant un dépôt de soufre :



La réaction est lente et demande plusieurs jours pour être complète. L'influence de l'O est moins bien déterminée.

CALCULS DES RÉSULTATS.

Dans le dosage de l'oxygène dissous, nous avons vu qu'à 1 ml d'hyposulfite correspond théoriquement 1 mg/litre d'oxygène dissous, en fait ce n'est pas tout à fait exact.

En effet, en supposant que le petit flacon possède juste une capacité de 125 ml une fois bouché, on a dans ces 125 ml après la précipitation de l'oxygène 2 ml de réactifs (1 ml de SO_4Mn et 1 ml de IK) et seulement 123 ml d'eau.

Puis, après adjonction d'1 ml d'acide sulfurique au $\frac{1}{2}$ pour redissoudre le précipité, on a 1,98 ml de réactifs, 122,02 ml d'eau et évidemment le centimètre cube d'acide sulfurique au $\frac{1}{2}$.

A 125 ml correspondent donc 122,02 ml d'eau,

à 100 ml correspondent 97,61 ml d'eau

et 1 ml d'hyposulfite N/80 correspond en fait à 1,024 mg/litre d'oxygène dissous,

ceci pour un petit flacon ayant juste une capacité de 125 ml une fois bouché car le calcul est évidemment différent pour un autre volume.

Par ailleurs, les grands flacons de leur côté possèdent rarement une capacité exacte d'un litre et il est utile, après mesure de leur capacité de leur adjoindre une étiquette en portant indication.

Les résultats obtenus seront à multiplier par la capacité exacte des flacons divisée par 1 000.

Cette correction n'est évidemment pas à faire pour les témoins d'eau distillée car, dans ceux-ci, il s'agit d'une absorption d'oxygène proportionnelle au volume d'eau et non d'une absorption d'oxygène par un poids de terre bien défini.

Il faudrait encore tenir compte du volume de l'échantillon de terre, mais pour 3 g il ne dépasse pas 1 cm^3 et cette correction peut être négligée.

Compte tenu de ces diverses corrections, on peut ainsi disposer les résultats :

EXEMPLE DE DISPOSITION DES RÉSULTATS

Série n° 8 du 15 octobre 1959					
N° et Poids de l'échantillon	ml d'hyposulfite	O dissous, mg par l. [corrections*]	O absorbé, $\frac{\text{mg}}{100}$ par l. (= témoin — éch.)	O absorbé par l'éch. $\frac{\text{mg}}{100}$ par l.	Volume des flacons
Eau de départ**.....	9	9,18			
N° 649/3 g.....	7,1	7,28	164	171	1.040
Témoin.....	8,7	8,92	26		

* Corrections : — titre approché de l'hyposulfite de sodium
— volume d'eau dans le petit flacon

** Le dosage de l'eau de départ est facultatif

* * *

REMERCIEMENTS

Je tiens à remercier ici Monsieur KAUFFMANN qui a bien voulu m'aider de ses très utiles conseils ainsi que Mademoiselle Christiane THOMANN pour ses dosages d'acides humiques et Monsieur COMBEAU pour ses données physiques.

RÉSUMÉ. — *Etude et essais de normalisation d'une mesure biologique du pouvoir nutritif des sols.*

Cette méthode, proposée initialement par le Docteur DUCHE, est simple à réaliser mais demande à être faite dans des conditions bien définies pour donner des résultats assez précis, reproductibles et comparables entre eux.

Cette méthode paraît plus particulièrement utile pour la connaissance de la fertilité des sols, mais nous pensons qu'elle peut aussi grandement aider les pédologues et les agronomes dans nombre de leurs problèmes et notamment dans la recherche des carences minérales.

Un mode opératoire détaillé de cette méthode est ici donné.

SUMMARY. — *Study and tests of normalisation of a biological measurement of soil nutritive power.*

This method, initially proposed by Dr DUCHE is simple in realisation but requires to be carried out under well defined conditions in order to give results sufficiently precise, reproducible and comparable with one another.

This method seems to be particularly useful for the knowledge of soil fertility, but in our opinion it could also be very helpful for pedologists and agronomists in many of their problems, notably in the research on mineral deficiencies.

Detailed directions for the working of the method are given here.

RESUMEN. — *Estudio y ensayos de normalización de una medida biológica del poder nutritivo de los suelos.*

Este método, elaborado por el Dr DUCHE, es fácil de realizar ; sin embargo necesita condiciones bien definidas para dar resultados bastante precisos, que se puedan reproducir y comparar entre ellos.

Es un método especialmente útil para conocer la fertilidad de los suelos. Pensamos sin embargo que puede mucho ayudar a los pedólogos y a los agrónomos, particularmente en la búsqueda de las carencias de elementos minerales.

Dáse aquí un modo de operar relativo a este método.

BIBLIOGRAPHIE

- DEGRÉMONT. — Memento technique de l'eau. Etablissements Emile Degrémont, Rueil-Malmaison (Seine-et-Oise).
 DUCHE. — Sur une nouvelle méthode d'évaluation de l'humus en rapport avec la fertilité des sols. C. R. Acad. Agric. de France, 15 oct., pp. 667-669, 1958.
 POCHON (J.), DE BARJAC (H.). — Traité de Microbiologie des sols, 1958, Et. Dunod, Paris.



L'AGRONOMIE TROPICALE

Extrait du n° 5
Septembre-Octobre 1960

DÉTERMINATION BIOLOGIQUE DU POUVOIR NUTRITIF D'UN SOL PAR DÉVELOPPEMENT CONDITIONNÉ DES MICROORGANISMES ET DOSAGE DE L'OXYGÈNE QU'ILS ABSORBENT

par

G. BACHELIER

Maître de Recherches. ORSTOM

O. R. S. T. O. M.

Collection de Référence

n° 18095