

Techniques de production de vitro-plants de bananier cv. 'Poyo'

par T. MATEILLE et B. FONCELLE,
O.R.S.T.O.M.,
01 B.P. V 51, Abidjan 01 (Côte-d'Ivoire).

Le bananier Musa AAA cv. 'Poyo' est multiplié sur le milieu de base de Murashige & Skoog additionné de benzyladénine. L'allongement et l'enracinement des pousses sont réalisés par un sevrage en cytokinine et par réduction du saccharose. Les conditions climatiques naturelles de Côte d'Ivoire facilitent l'acclimatation et l'élevage des plants sous ombrière.

En Côte d'Ivoire, le cultivar 'Poyo' du bananier-fruit Musa AAA est actuellement le plus cultivé, occupant une superficie de 10.000 hectares avec une production annuelle moyenne de 100.000 tonnes.

Comme beaucoup d'autres variétés, la reproduction du 'Poyo' se fait exclusivement par multiplication végétative, en raison de son caractère parthénocarpique. L'apparition des générations successives de rejets autour des pieds mères assure ainsi la production naturelle du matériel de plantation. Mais le taux de multiplication est faible, environ de 5 à 6 par plant et par cycle (15).

Bien que diverses techniques conduites en pépinière aient permis d'améliorer la production de matériel de plantation (3, 12), celle-ci reste très insuffisante. D'autre part, ces méthodes n'empêchent pas la transmission des pathogènes internes du bananier (virus, champignons, nématodes, bactéries) au cours des cycles de multiplication.

Par contre, les techniques de culture *in vitro* ouvrent d'autres perspectives car elles permettent la production rapide et accrue de matériel sain et l'amélioration génétique par multiplication clonale de variétés sélectionnées. De nombreux auteurs ont décrit des méthodes de micropropagation de plusieurs cultivars de bananier à partir

de bourgeons (5, 6, 8, 9, 11, 13, 17, 24, 25, 26) ou d'organes reproducteurs (1, 2, 16).

Mais, dans bien des cas, si la micropropagation de plantes est possible, leur transfert en serre pose certains problèmes : le passage des conditions contrôlées *in vitro* aux conditions naturelles très différentes (structure et texture des substrats, disponibilités des éléments nutritifs, humidité et température, agressivité de micro et macro-organismes absents *in vitro*, etc.) représente un stress physiologique pour les plantes; les phases d'acclimatation et d'élevage sont donc capitales car les conditions de la culture sont beaucoup plus difficiles à contrôler. Le succès de cette étape rentabilise alors la phase de micropropagation.

Or, à l'heure actuelle, aucune référence bibliographique concernant le bananier n'existe dans ce domaine; nous avons donc établi une méthode simple d'acclimatation et d'élevage du bananier en serre à partir des données de croissance (14), des besoins nutritionnels (18) et des conditions de culture (7, 23), tout en tenant compte du climat naturel local et en faisant appel à une technicité peu sophistiquée.

En collaboration avec l'Organisation centrale fruitière (Abidjan), nous avons produit et acclimaté en basse

Côte-d'Ivoire des vitro-plants du cultivar 'Poyo'.

La méthode décrite ici est celle que nous avons mise au point avant son application pour une production semi-industrielle. Les travaux ont été effectués dans un esprit de simplification et d'adaptation des procédés déjà connus afin que des méthodes simples puissent être utilisées directement dans les pays producteurs de banane, en se servant de leurs potentiels techniques et des conditions climatiques locales. Par ailleurs, les étapes de la culture et de la multiplication *in vitro* ont toujours été orientées vers la préparation des pousses aux stress causés par les diverses phases de sevrage et d'acclimatation qu'ils doivent subir, tout en créant des plants à haut potentiel de croissance au champ.

Nous exposerons d'abord les techniques de culture et de multiplication *in vitro* du bananier 'Poyo', puis les techniques d'acclimatation et d'élevage des vitro-plants en serre.

Conditions expérimentales de la micro-propagation.

Le matériel végétal.

Des bourgeons axillaires de feuilles et le bourgeon apical sont prélevés sur de jeunes rejets de bananier *Musa acuminata*, groupe *Cavendish* AAA, cv. 'Poyo'. Ces rejets, choisis lorsque les limbes des feuilles atteignent une largeur de 10 centimètres environ (fin de la dominance du pied mère sur les rejets fils), sont de



première ou de deuxième génération. Il est apparu en culture que les bourgeons axillaires doublent de taille en trois semaines alors que les apicaux triplient; d'autre part, 95 % des apicaux deviennent chlorophylliens pour 78 % d'axillaires.

Préparation et aseptie des bourgeons.

Les bourgeons sont prélevés à l'emporte-pièce sur les rejets et sont débarrassés de deux ou trois écailles foliaires externes; l'explant est alors constitué par le méristème apical, quelques écailles foliaires et un fragment de tissu du bulbe sous-jacent, l'ensemble mesurant environ 2 millimètres de diamètre sur 4 millimètres de hauteur.

Environ 50 bourgeons sont trempés pendant 10 minutes dans 100 millilitres d'une solution d'hypochlorite de sodium commercial (eau de Javel) dilué à 0,25 % de NaOCl, additionnée de 0,1 millilitre de Tween 80. Les bourgeons sont ensuite rincés trois fois à l'eau distillée stérile.

Enfin, ils sont coupés en deux ou quatre fragments selon leur taille, ceci permettant une multiplication trois fois plus rapide.

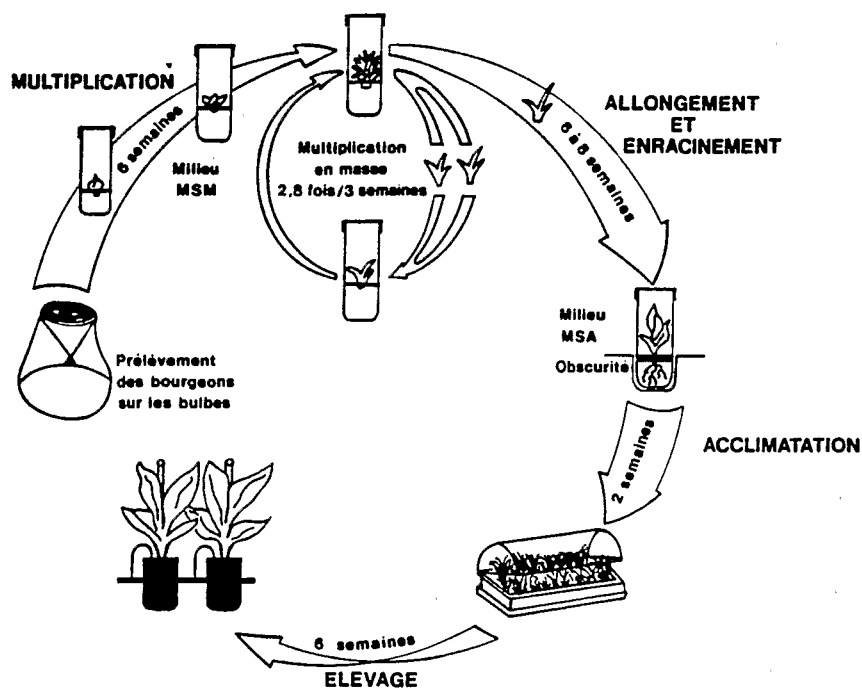


Figure 1 : Organigramme de production de vitro-plants de bananiers cv. 'Poyo'.

Micropropagation.

Elle comporte deux étapes : une première phase d'induction des méristèmes et de multiplication en masse des bourgeons, puis une

phase d'allongement et d'enracinement des pousses. Ces étapes sont conduites sur le milieu minéral gélosé de base de Murashige & Skoog (21) présenté dans le tableau 1.

Tableau 1. — COMPOSITION DES MILIEUX NUTRITIFS ET CONDITIONS PHYSIQUES DE LA CULTURE.

| | MILIEU MSM Multiplication | MILIEU MSA Allongement et enracinement |
|------------------------------|------------------------------|--|
| COMPOSITION | | |
| Macroéléments MS | + | + |
| Microéléments MS | + | + |
| FeEDTA | + | + |
| | mg/l | mg/l |
| Thiamine HCl | 0.1 | 0.1 |
| Pyridoxine HCl | 0.1 | 0.1 |
| Acide nicotinique | 0.5 | 0.5 |
| Inositol | 100 | 100 |
| Glycine | 2 | 2 |
| Hydrolysate de caséine | 500 | 500 |
| Tyrosine | 200 | 200 |
| Acide ascorbique | 50 | 0 |
| Benzyladénine | 22.5 µM | 0 |
| Saccharose | 20 g/l | 10 g/l |
| Agar | 0.8 % | 0.7 % |
| pH | 5.8 | 5.8 |
| CONDITIONS DE CULTURE | | |
| Température | 32°C | 27/32°C |
| Humidité relative | 100% | 100% |
| Lumière | Gro-Lux 20W/m ² | Gro-Lux 20W/m ² |
| Photopériode | 24 h./0 h. | 12 h./12h. |

Induction des méristèmes et multiplication.

Cette étape est conduite sur le milieu MSM de multiplication (tableau 1) dont la caractéristique essentielle est la présence d'une phytohormone caulogène : la benzyladénine (cytokinine) à la concentration de 22,5 µM.

Nous avons testé l'effet d'une auxine, l'acide naphthalène acétique (NAA), en combinaison avec la cytokinine; elle s'est avérée inutile et elle nécessite de fortes concentrations de benzyladénine pour initier une caulogénèse (tableau 2). A des concentrations plus élevées de cytokinine, des bourgeons adventifs sont initiés et, plus tard, les explants s'hypertrophient et meurent.

L'acide ascorbique est utilisé afin d'empêcher le brunissement des milieux par oxydation des substances phénoliques excrétées par les explants.

L'induction des méristèmes dure environ six semaines, pendant lesquelles aucun repiquage n'est effectué. Elle se fait sous lumière continue (20 W/m²) à 32 °C.

Tableau 2. — EFFETS DU COMPLEXE BENZYLADÉNINE/ACIDE NAPHTALÈNE ACÉTIQUE A DIVERSES CONCENTRATIONS SUR LA MULTIPLICATION DES BOURGEONS.

| Acide Naphthalène acétique (µM) | Benzyladénine (µM) | Apparition de la caulogénèse (jours) | Taux maximal de multiplication |
|---------------------------------|--------------------|--------------------------------------|--------------------------------|
| 0 | 4.5 | 97 | 1.06 |
| • | 9 | 60 | 2.83 |
| • | 22.5 | 52 | 3.66 |
| • | 45 | 45 | 5.75 |
| 21.5 | 4.5 | Callogénèse | pas de multiplication |
| • | 9 | • | • |
| • | 22.5 | • | • |
| • | 45 | 56 | 1.1 |

Dès que des touffes de bourgeons feuillés sont formées (photo 1), chaque bourgeon est isolé et repiqué pour la multiplication en masse.

La multiplication est conduite sur le même milieu MSM et dans les mêmes conditions physiques de culture. Le taux de multiplication moyen est de 2,8 toutes les trois semaines, correspondant au rythme des repiquages.

Allongement et enracinement.

Des bourgeons, cultivés sans transplantation sur le milieu de multiplication contenant 22,5 µM de benzyladénine et 20 g/l de saccharose, ont donné des pousses feuillées et enracinées après six mois. Considérant qu'une dispari-

tion progressive des éléments nutritifs dans le milieu peut être à l'origine d'une caulogénèse puis d'une rhizogénèse, la cytokinine a été supprimée et la concentration en saccharose diminuée de moitié; ceci correspond au milieu MSA (tableau 1).

Pour améliorer l'allongement et l'enracinement, nous avons ajouté 0,5% de charbon actif dans le milieu (photo 2b) : si le charbon entraîne la nécrose des pousses, le système racinaire de survivantes est plus développé. Dans le cas où seule la surface du milieu dans des tubes de culture est tapissée d'une couche de milieu noirci au charbon actif (photo 2c) et la base des récipients placée à l'obscurité, la qualité de l'enracinement est améliorée par

un développement accru du système racinaire secondaire (tableau 3 et photo 3) et 97,9% des pousses s'enracinent (figure 2).

L'allongement et l'enracinement se font sous lumière discontinuée de 20 W/m² (photopériode de 12 heures de lumière à 32 °C et de 12 heures d'obscurité à 27°C). Les plants atteignent 10 centimètres de hauteur pour huit feuilles en six à huit semaines (photo 4) : ils peuvent alors être transférés en pépinière.

Si la micropropagation expérimentale est réalisée en tubes, la

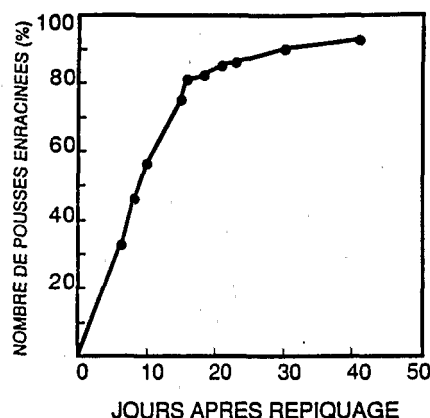


Figure 2 : Evolution du taux d'enracinement *in vitro* induit sur milieu MS sans phytohormone à l'obscurité.

Tableau 3. — INFLUENCE DE LA COMPOSITION DU MILIEU NUTRITIF ET DES CONDITIONS PHYSIQUES DE LA CULTURE SUR L'ALLONGEMENT ET L'ENRACINEMENT.

| Conditions de culture | Plants nécrosés (%) | Pousses enracinées (%) | Racines primaires | | | Racines secondaires | |
|--|---------------------|------------------------|-------------------------------|---------------|------------------------------|------------------------|----------------------------------|
| | | | Nb | Longueur (cm) | Avec racines secondaires (%) | Nb par racine primaire | Distance entre deux racines (cm) |
| a. Milieu d'allongement | 18.7 | 64.6 | 7 | 5.92 | 42.86 | 5 | 3.55 |
| b. Milieu d'allongement + charbon 0,5% | 35.4 | 58.3 | 8 | 6.07 | 37.5 | 11 | 1.49 |
| c. Milieu d'allongement + obscurité | 2.1 | 97.9 | 8 | 5.06 | 50 | 11 | 1.04 |
| | | | Test de rang U de Man Whitney | | | | |
| | | | NS | NS | NS | S | S |
| | | | | | | b | b |
| | | | | | | c | c |
| | | | | | | a | a |

NS = non significatif ; S = significatif avec p < 5%



1. Touffe de bourgeons obtenue sur milieu de multiplication.

production de masse est faite en bocaux à raison de 15 à 30 pousses par bocal.

Conditions expérimentales de l'acclimatation et de l'élevage des vitro-plants.

Toute cette phase se déroule sous abri ouvert et ombré à 50 %, sous les conditions climatiques naturelles de basse Côte-d'Ivoire; dans cette région, le climat est tropical humide, caractérisé par quatre saisons : deux saisons pluvieuses (avril-juillet et octobre-novembre, avec des pluviométries moyennes respectives de 1.310 et 325 millimètres) et deux saisons sèches (août-septembre et décembre-mars, avec des pluviométries moyennes respectives de 120 et 270 millimètres).

La température minimale moyenne est de 22,5°C et la température maximale moyenne de 30°C, la température moyenne étant de 26,4°C.

L'humidité relative minimale moyenne varie de 64 % en janvier à 76 % en juin.

C'est en août que le rayonnement solaire global est le plus bas (136 W/m²) et en mars qu'il est le

plus élevé avec 226 W/m² (Station météorologique O.R.S.T.O.M. Adiopodoumé, 1948-1981).

Sous ombrière à 50 %, l'humidité relative est en général supérieure à 70 %; les températures moyennes varient de 25 à 32°C et le rayonnement solaire de 60 à 250 W/m².

Acclimatation.

La sortie des plantules des bocaux de culture doit être réalisée avec le plus grand soin, car elles sont très fragiles. La gélose qui adhère aux racines est éliminée sous un courant d'eau très faible.

Le repiquage est fait immédiatement, en godets de 250 millilitres disposés dans des mini-serres BHR, à raison de 30 godets par serre (photo 5), sur un mélange (tableau 4) de terre sableuse, traitée à la chaleur à 70°C pendant 6 heures, et de bourre broyée de noix de coco, dans les proportions 1/3-2/3. Ce second composant (mésocarpe fibreux) a été préalablement tamisé à 4 millimètres pour éliminer les fibres. Après plantation, le mélange est saturé d'eau et le couvercle des mini-serres fermé. L'humidité relative est ainsi maintenue à saturation pendant une semaine.

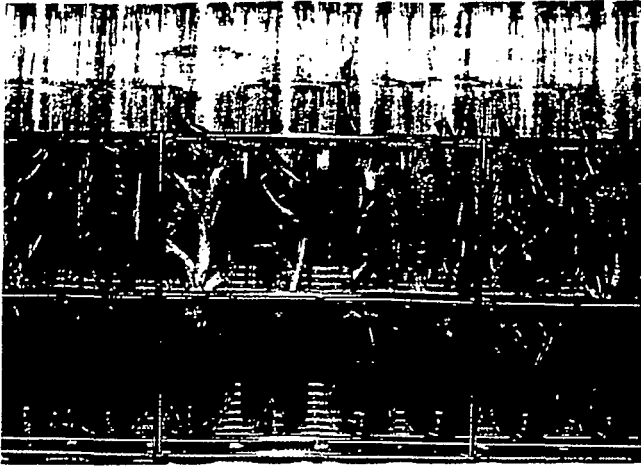


3. Système racinaire obtenu in vitro.

Le couvercle des mini-serres est ensuite relevé progressivement en deux jours en fonction de l'humidité extérieure maintenue par des aspersions d'eau. L'acclimatation dure environ quinze jours.

2. Plantules enracinées sur : a) milieu d'allongement - b) milieu d'allongement avec charbon actif 0,5% - c) milieu d'allongement et enracinement à l'obscurité.





4. Pousses feuillées et enracinées prêtes au transfert en serre.



5. Acclimatation : plants après transfert en miniserre.

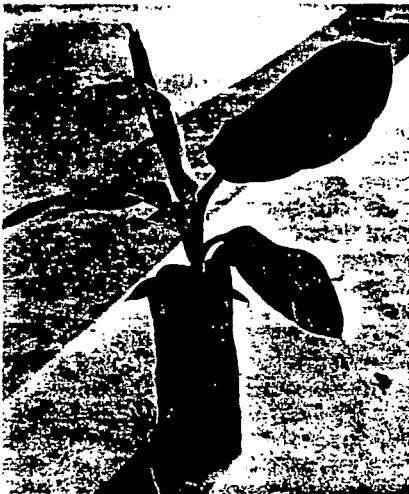
Après deux semaines d'acclimatation en miniserre, les plants ont émis trois feuilles en moyenne, parallèlement au développement de leur système racinaire.

Si l'acclimatation expérimentale est réalisée en mini-serres, l'acclimatation semi-industrielle peut être menée sous tunnel plastique.

Elevage.

Les plants sont repiqués en motte dans des sacs polyéthylène noir contenant 2 litres du mélange de terre de forêt et de bourre de coco broyée non tamisée dans les mêmes proportions que précédemment.

La fertilisation est assurée, d'une part, par incorporation dans le substrat d'un engrais à libération



6. Elevage : plant en fin d'élevage prêt au planting en bananeraie.

Tableau 4. — COMPOSITION DU SUBSTRAT POUR L'ÉLEVAGE EN SERRE.

| | | TERRE | COCO |
|--|-------------------------------|--------|------------|
| GRANULOMETRIE | Refus >2mm | 0,00 | |
| | Argile 0-2 μ | 9,80 | |
| | Limon fin 2-20 μ | 2,10 | |
| | Limon grossier 20-50 μ | 3,30 | |
| | Sable fin 50-200 μ | 23,10 | |
| | Sable grossier 200-2000 μ | 60,10 | |
| COMPLEXE ADSORBANT meq/100 g avec 20g de sol et Mg++ 250 ml de CH ₃ COO(NH ₄) Mph7 | Ca++ | 0,57 | 3,26 |
| | Mg++ | 0,22 | 4,53 |
| | K+ | 0,02 | 8,07 |
| | Na+ | 0,02 | 6,33 |
| | T | 0,84 | 22,04 |
| T (Ca à pH=7) 100 S/T | | 4,65 | 30,10 |
| | | 18,07 | 74,18 |
| CATIONS DE RESERVE meq/100 g | Ca++ | 1,21 | 6,29 |
| | Mg++ | 1,89 | 6,78 |
| | K+ | 1,20 | 10,56 |
| | Na+ | 0,54 | 7,16 |
| | T | 4,84 | 30,79 |
| FERTILITE | P2O5 Ass Olsen | 0,13 % | 0,1 % |
| | P2O5 Total NO ₃ H | | 0,13 % |
| pH | pH K ₂ O | 4,70 | 6,90 |
| | pH KCl | 3,90 | 6,26 |
| MATIERE ORGANIQUE | Totale | 1,90% | 29,34 % |
| | C | 11,18% | C 17% |
| | N | 0,63% | N 0,28% |
| | C/N | 17,74 | |
| RAPPORT SOL/EAU | Humidité 105°C | 1 % | 11,1 % |
| | Perméabilité | | 35,04 cm/h |
| Capacité de rétention du mélange 1/3-2/3 | 0 à 10 cm | | 72,20% |
| | 10 à 20 cm | | 42,30% |

lente (9 grammes d'Osmocote 18-11-10) et de chlorure de potassium (13 grammes) et, d'autre part, par pulvérisations trois fois par semaine d'engrais foliaire (Bayfolan 0,2 %).

Les plants sont disposés sous l'ombrière à la densité de 23 plants/mètre carré. L'humidité relative naturelle est maintenue par des aspersion d'eau (environ 3 millimètres/jour) et l'irrigation est faite à l'eau claire en localisé (environ 100 millilitres/plant/jour). Les plants sont isolés du sol par un film plastique.

L'élevage dure environ six semaines.

Pendant cette période, on assiste au passage d'une forme juvénile à une forme adulte : les feuilles allongées et pointues deviennent larges et arrondies (surface foliaire estimée à 0,2 mètre carré) et un système de racines primaires épaisses et de racines secondaires disposées en peigne apparaît.

Ainsi, dans les conditions climatiques naturelles de basse Côte-d'Ivoire, les plants atteignent, deux mois après le transfert, 30 à 40 centimètres de haut pour huit feuilles; ils peuvent alors être transférés au champ (photo 6).

Discussion.

Le matériel végétal.

Avant la mise en culture, la division des bourgeons, en deux ou quatre selon leur taille, est très avantageuse. De Guzman, Decena & Ubalde (9) pratiquaient une telle méthode, alors que Vessey & Rivera (25) procédaient à de multiples incisions dans le bourgeon. Cela accélère le processus de multiplication; il semblerait que ces coupes permettent l'ouverture plus rapide des fragments de bourgeons, libérant ainsi les primordia de la contrainte physique due aux écailles foliaires disposées en fourreaux autour du méristème apical selon une phyllotaxie comparable à celle du pseudotrunc du bananier (10).

Nous avons remarqué enfin que les bourgeons apicaux deviennent chlorophylliens plus rapidement que les bourgeons axillaires; cela pourrait être dû à une régulation physiologique *in vivo* au niveau des rejets, induisant des phénomènes de dominance du bourgeon apical sur les axillaires.

La micropropagation.

L'apparition de substances brunes dans les milieux de culture est un facteur limitant de la croissance des bourgeons. Le bananier contient de façon naturelle beaucoup de substances phénoliques qui s'oxydent facilement dès qu'un tissu est blessé (22), par exemple à l'occasion d'attaques parasitaires (4). Dans le cas de cultures de tissus, l'excrétion de ces substances dans les milieux provient de l'altération des cellules superficielles abîmées soit par la division des bourgeons lors de la première mise en culture, soit par le nettoyage des explants lors des repiquages successifs. L'acide empêche l'oxydation de ces composés.

Généralement, les auteurs emploient une auxine, soit en association avec une cytokinine, soit seule, selon la phase de croissance des explants étudiée (caulogénèse ou rhizogénèse).

Nos essais montrent que l'usage d'une auxine n'est pas indispensable et que nous pouvons orienter l'organogénèse vers une caulogénèse en présence d'une cytokinine. Mais une forte concentration en cytokinine induit des méristèmes adventifs; bien que cela permette une production accrue de bourgeons, nous risquons de provoquer des déséquilibres génétiques pouvant induire des modifications physiologiques ou morphologiques. De toute manière, les fortes concentrations en cytokinine sont nécrosantes à plus long terme.

L'allongement et l'enracinement sont réalisés au cours d'une même étape sans aucune phytohormone; il semble que le sevrage hormonal ait un effet semblable à une diminution du ratio cytokinine/auxine par addition d'auxine dans le milieu. Ce sevrage offre l'avantage de durcir les pousses en les habituant très tôt à l'absence des phytohormones.

L'allongement est aussi favorisé par une diminution de la concentration en saccharose : l'appauvrissement du milieu de culture en hydrates de carbone se traduit par un accroissement de la surface foliaire, améliorant la photosynthèse : cela représente un second durcissage.

Le facteur limitant de l'enracinement est la lumière. Nous avons montré que l'obscurité naturelle permettait une meilleure qualité de l'enracinement; le charbon actif, connu pour ses effets adsorbants et régulateurs de la croissance *in*

vitro (27), diminue la survie des explants.

L'acclimatation et l'élevage.

Dans les conditions optimales de multiplication et de culture que nous avons pu déterminer, nous obtenons, après le sevrage des pousses en pépinière, un taux de reprise proche de 100 %.

La nutrition du bananier pendant l'élevage a été estimée par rapport aux besoins du bananier adulte : d'après Martin-Prevel et Charpentier (19), les apports devraient être en moyenne, de 10 à 20 fois supérieurs aux besoins; les besoins en potassium sont assez élevés ($K^+ = 8.823$ meq) et l'azote est utilisé immédiatement ($NO_3^- = 6.428$ meq); les besoins en phosphore ne sont pas importants ($H_2PO_4^- = 303$ meq). L'apport d'azote doit donc être échelonné, ce qui nous a fait opter pour l'emploi d'un engrais à libération lente. Nous avons alors pallié le défaut de potassium par KCl. Les doses ont été calculées en retenant l'équilibre N, P, K de Martin-Prével et Charpentier pour la culture hydroponique du bananier, mais en se basant sur des apports cinq fois supérieurs aux besoins.

L'autre facteur limitant est le besoin en eau. En effet, compte tenu de l'ETM du bananier adulte en plantation (20), de la surface foliaire des vitroplants (environ 0,2 m²) et de la faible capacité de rétention en eau du substrat (tableau 4), nous avons eu recours à une aspersion et à des irrigations fréquentes mais de faibles volumes.

Vis-à-vis des problèmes phytosanitaires, la recherche ne peut actuellement proposer des variétés résistantes aux principales maladies du bananier. Cela veut dire que les vitro-plants sont aussi sensibles que les bananiers issus des matériels traditionnels de plantation (souches et rejets). Parmi les pathologies du bananier, les principales sont les cercosporioses (maladies fongiques), les viroses et les nématoses. S'il est difficile de lutter contre les deux premiers types de pathogènes (leur milieu étant l'air), il n'en est pas de même pour les nématodes qui se développent dans le sol : il est facile de réduire, voire de supprimer, les populations de ces parasites racinaires par des jachères de longue durée (1 à 2 ans) ou par submersion des sols pendant deux à trois mois. L'emploi de nématicides devient alors inutile au

moins pendant tout le premier cycle de la culture (environ 7 mois); selon la qualité de l'assainissement des sols, il est possible de passer un nouveau cycle de culture (environ 6 mois) sans traitement. Le vitro-plant devient alors un matériel de plantation très avantageux.

Conclusion.

Par rapport aux travaux déjà accomplis dans le domaine de la micropropagation du bananier, nous avons eu le souci de simplifier les techniques, de réduire les étapes et, surtout, de préparer les pousses à des stress éventuels par des sevrages en éléments dans les milieux de culture.

Au niveau de l'acclimatation et de l'élevage, il est certain que les conditions climatiques locales facilitent grandement cette phase importante de la production.

La production de vitro-plants de bananiers n'est pas l'apanage des pays industrialisés : alors que la micropropagation est actuellement conduite dans des pays à haute technicité tels que les États-Unis, le Canada, la France, la Belgique, les Pays-Bas, le Danemark, Israël, nous montrons qu'il est tout à fait possible, avec des moyens techniques identiques (autoclaves, hottes à flux laminaires, etc.) et un personnel formé aux méthodes de culture *in vitro*, de réaliser cette micropropagation dans les pays producteurs eux-mêmes, comme cela est déjà fait pour d'autres cultures industrielles.

Par ailleurs, cela évite le transport des plants qui est toujours un facteur traumatisant limitant de la reprise en pépinière. Enfin, il est certain que la production locale, supprimant les coûts de transport, les coûts énergétiques pour la création artificielle de conditions climatiques tropicales, et bénéficiant d'une main-d'œuvre locale moins onéreuse, permet des prix de revient plus bas.

Ainsi, la différence des prix de revient entre les vitro-plants et les souches, ou les rejets, peut être largement compensée par l'économie effectuée sur les traitements nématicides.

REMERCIEMENTS

Nous adressons nos remerciements à l'Organisation centrale fruitière (Abidjan - Côte-d'Ivoire) pour son appui technique.

Références bibliographiques

- (1) BARKY F., LAVARDE-GUIGNARD F., ROSSIGLON L., DEMARLY Y. (1985). — Développement de pousses végétatives à partir de la culture *in vitro* d'explants inflorescenciels de bananiers (*Musa sp.*, Musacées). *Fruits*, 40, (7-8) : 459-465.
- (2) BAKRY F., ROSSIGNOL L. (1985). — Analyse des capacités de callogenèse et d'organogénèse obtenues à partir de différents tissus de bananiers (*Musa sp.*, Musacées). *Fruits*, 40 (11) : 697-708.
- (3) BARKER W.G. (1959). — A system of maximum multiplication of the banana plant. *Trop. Agriculture*, 36 (4) : 275-284.
- (4) BECKMAN C.H., MUELLER W.C. (1970). — Distribution of phenols in specialized cells of banana roots. *Phytopathology*, 60 : 79-82.
- (5) BERG L.A., BUSTAMANTE M. (1974). — Heat treatment and meristem culture for the production of virus-free bananas. *Phytopathology*, 64 : 320-322.
- (6) BOWER J.P., FRASER C. (1982). — Shoot tip culture of Williams bananas. *Subtropica*, 3 (6) : 13-16.

- (7) CHAMPION J. (1963). — Le bananier. *Techniques agricoles et production tropicale*, Maisonneuve et Larose, Paris, 263 p.
- (8) CRONAUER S., KRICKORIAN A.D. (1984). — Multiplication of *Musa* from excised stem tips. *Annals of Botany* 53 : 321-328.
- (9) DE GUZMAN E.V., DECENA A.C., UBALDE E.M. (1980). — Plantlet regeneration from unirradiated and irradiated banana shoot tip tissue cultured *in vitro*. *Phil. Agr.*, 63 : 140-146.
- (10) DE LANGHE E. (1961). — La phylotaxie du bananier et ses conséquences pour la compréhension du système rejettant. *Fruit*, 16 (19) : 429-441.
- (11) DORE SWAMY R., SRINIVASA RAO N.K., CHACKO E.K. (1982-1983). — Tissue-culture propagation of banana. *Scientia Hort.*, 18 : 247-252.
- (12) HAMILTON K.S. (1965). — Reproduction of banana from adventitious buds. *Trop. Agriculture*, 42 : 69-73.
- (13) HWANG S.C., CHEN C.L., LIN J.C., LIN H.L. (1984). — Cultivation of banana using plantlets from meristem culture. *HortScience*, 19 (2) : 231-233.
- (14) LASSOUDIERE A. (1978). — Quelques aspects de la croissance et du développement du bananier 'Poyo' en Côte-d'Ivoire. — 1^{re} partie : Matériel végétal et méthodes d'étude. *Fruits* 33 (5) : 293-313. — 2^e partie : Le système radical — *Fruits*, 33 (5) : 314-338. — 3^e partie : Le faux tronc et le système foliaire. *Fruits*, 33 (6) : 372-412. — 4^e partie : L'inflorescence. *Fruits*, 33 (7-8) : 457-491. — 5^e partie : Conclusions et applications aux techniques culturales. *Fruits*, 33 (7-8) : 492-503.

- (15) LASSOUDIERE A. (1979). — Comportement du bananier 'Poyo' au second cycle. I. - Rejettage et multiplication végétative. *Fruits*, 34 (11) : 645-658.
- (16) MA S.S., SCHI C.T., WANG S.O. (1978). — Regeneration of banana plants from shoot meristem tips and inflorescence sections *in vitro*. *XXth International Congress of Horticulture of Sidney, Communication n° 1369*.
- (17) MANTE S., TEPPER H.P. (1983). — Propagation of *Musa textilis* NEE plants from apical meristem slices *in vitro*. *Plant, Cell, Tissue and Organ Culture*, 2 : 151-159.
- (18) MARTIN-PREVEL P. (1980). — La nutrition minérale du bananier dans le monde. — 1^{re} partie. *Fruits*, 35 (9) : 503-518. — 2^e partie. *Fruits*, 35 (10) : 583-593.
- (19) MARTIN-PREVEL P., CHARPENTIER J.-M. (1963). — Symptômes de carences en éléments minéraux chez le bananier. *Fruits*, 18 (5) : 221-247.
- (20) MEYER J.-P., SCHOCH P.G. (1976). — Besoins en eau du bananier aux Antilles. Mesure de l'évapotranspiration maximale. *Fruits*, 31 (1) : 3-19.
- (21) MURASHIGE T., SKOOG F. (1962). — A revised medium for rapid growth and bioassay with tobacco tissue culture. *Physiol. Plant.*, 15 : 473-497.
- (22) PALMER J.K. (1963). — Banana poly phenoxidase. Preparation and properties. *Plant Physiol.*, 38 : 508-513.

- (23) SIMMONDS N. (1966). — Bananas. *Tropical Agriculture Series*, Longmans, 512 p.
- (24) SUN Y.F. (1985). — Propagation of various *Musa* species by tissue culture method. *J. of Agric. Assoc. China*, 130 : 52-57.
- (25) VESSEY J.C., RIVIERA J.A. (1981). — Meristem culture of bananas. *Turrialba*, 31 (2) : 162-163.
- (26) VUYLSTEKE D., DE LANGHE E. (1985). — Feasibility of *in vitro* propagation of bananas and plantains. *Trop. Agric.*, 62 (4) : 323-328.
- (27) WHEATHERHEAD M.A., BURDON J., HENSHAW G.G. (1979). — Effects of activated charcoal as an additive to plant tissue culture media : Part. II - *Z. Pflanzenphysiol.*, 94 : 399-405.

Tableau 5. — ACCLIMATATION ET ÉLEVAGE : TECHNIQUES ET CONDITIONS PHYSIQUES DE LA CULTURE.

| | ACCLIMATATION | ELEVAGE |
|-----------------------|---------------------------|--|
| TECHNIQUE | | |
| Contenant | godets 250 ml | sac polyéthylène 2l |
| Durée | 2 semaines | 6 semaines |
| Substrat | 1/3 terre, 2/3 coco | 1/3 terre, 2/3 coco |
| Fertilisation | ---- | 9g Osmocote 18.11.10 13g KCl Bayfolan 0,2% |
| Irrigation | saturation | 100ml/plant/jour |
| pH | 6 | 5,1 |
| CONDITIONS DE CULTURE | | |
| Abri | miniserre | ombrière à 50% |
| Température | 25 à 32°C | 25 à 32°C |
| Humidité relative | > 80% | > 70% |
| Lumière | 60 à 250 W/m ² | 60 à 250 W/m ² |
| Photopériode | 12 h./ 12 h. | 12 h./ 12 h. |

SUMMARY

Micropropagation of banana *Musa* AAA cv. 'Poyo' is achieved on Murashige & Skoog medium with only benziladenin. *In vitro* growing and rooting are obtained with a cytokinin weaning and a half sucrose reduction.

Under Ivory Coast tropical conditions, acclimatization stresses are greatly reduced.