

Revue comparative des méthodes de multiplication végétative du bananier et du plantain : avantages, limites et implications pour la durabilité des systèmes de production des petits exploitants agricoles.

Adam SHUNGU SAMBO¹, Jean-Christian Bitha NYI MBUNZU BANGATA^{2,*}, Colette ASHANDE MASENGO³, Germaine-Hermine VANGU PHAKA¹, Patrick MOBAMBO KITUME NGONGO² et Joseph KATANGA KABALEVI²

¹ Institut national pour l'étude et la recherche agronomiques (INERA)

² Université de Kinshasa, Faculté des Sciences agronomiques et de l'Environnement, Mention Production végétale, BP 117 Kinshasa XI, République démocratique du Congo.

³ Section Biologie Médicale, Institut Supérieur des Techniques Médicales de Kinshasa, Kinshasa, République démocratique du Congo.

Article History

Submitted: 04/07/2026

Accepted: 05/08/2026

Published: 08/08/2026

Résumé

Les bananiers et les plantains sont multipliés principalement par voie végétative. Chez les petits exploitants, le libre rejetonnage demeure une source courante de matériel de plantation, mais il peut favoriser la dissémination de ravageurs et d'agents pathogènes lorsque le matériel initial n'est pas assaini. Cette revue narrative compare les principales méthodes de multiplication décrites dans la littérature consultée : libre rejetonnage, culture in vitro, techniques in situ et techniques horticoles, notamment les plants issus de fragments de tige (PIF). Pour chaque méthode, les principes, avantages, limites et éléments disponibles sur la diffusion ou l'appropriation ont été examinés. La littérature analysée indique que la culture in vitro offre une forte capacité de multiplication et un meilleur contrôle sanitaire lorsqu'elle est conduite selon des procédures appropriées, mais exige des infrastructures, des compétences techniques et des ressources financières importantes. Les méthodes in vivo sont plus accessibles aux petits producteurs, et la technique PIF apparaît particulièrement compatible avec des dispositifs décentralisés de production de plants. Toutefois, les données disponibles dans le corpus ne permettent pas de quantifier de manière robuste la contribution de chaque méthode à la durabilité des systèmes de production. Le renforcement de la qualité sanitaire du matériel, de la formation des pépiniéristes et des services de vulgarisation demeure donc prioritaire.

Mots-clés :

Bananier ; plantain ; multiplication végétative ; matériel de plantation ; PIF ; petits exploitants ; durabilité.

Abstract

Banana and plantain plants are primarily propagated vegetatively. Among smallholders, unmanaged sucker proliferation remains a common source of planting material, yet this practice can facilitate the spread of pests and pathogens when the initial material is not disease-free. This narrative review compares the main propagation methods described in the literature: unmanaged sucker proliferation, *in vitro* culture, *in situ* techniques, and horticultural techniques—specifically plants derived from stem fragments (PIF). For each method, the principles, advantages, limitations, and available information regarding dissemination or adoption were examined. The analyzed literature indicates that *in vitro* culture offers high multiplication capacity and superior phytosanitary control when conducted using appropriate procedures, but it requires significant infrastructure, technical expertise, and financial resources. *In vivo* methods are more accessible to small-scale producers, and the PIF technique appears particularly well-suited to decentralized plant production systems. However, the data available in the reviewed literature do not allow for a robust quantification of each method's contribution to the sustainability of production systems. Consequently, improving the phytosanitary quality of planting material, as well as enhancing training for nursery operators and strengthening extension services, remains a priority.

Keywords:

Banana; plantain; vegetative propagation; planting material; PIF; smallholders; sustainability.

* Corresponding Author:
Jean Christian Bitha Nyi Mbunzu Bangata,
jeanchristian.bangata@unikin.ac.cd;
Tel.: +243 829288880,

© 2026 Copyright by the Authors Adam Jean Christian Bitha Nyi Mbunzu Bangata et al.
Licensed as an open access article using a CC-BY-NC-SA 4.0 license.

1. Introduction

Le bananier est originaire d'Asie du Sud-Est, tandis que des foyers secondaires importants de diversité des bananiers cultivés sont décrits en Afrique, notamment pour les plantains en Afrique centrale et occidentale et pour les bananiers des hauts plateaux d'Afrique de l'Est (Simmonds et Shepherd, 1955). La diffusion historique des bananiers cultivés vers l'Afrique, les îles du Pacifique, les Caraïbes et les Amériques a contribué à la diversification des systèmes de culture et des usages.

En Afrique subsaharienne, et particulièrement en Afrique centrale et occidentale, les bananes et les plantains contribuent à l'alimentation et aux revenus de nombreuses populations. En République démocratique du Congo (RDC), ces cultures occupent une place importante dans les systèmes de production vivrière (Mobambo et al., 2010). Les données chiffrées relatives au rang de la RDC parmi les producteurs africains doivent toutefois être actualisées et appuyées par une source statistique explicitement citée.

À l'échelle nationale, les bananes et les plantains contribuent à la production vivrière et aux revenus des ménages agricoles. Les affirmations quantitatives du texte initial concernant leur rang parmi les cultures nationales, la part de la banane dessert dans la production vivrière et la répartition entre autoconsommation, vente et pertes post-récolte nécessitent une vérification à partir de données statistiques primaires, récentes et explicitement référencées (Bangata et al., 2019 ; Mobambo et al., 2010).

Les bananiers et les plantains sont principalement multipliés par voie végétative. Chez de nombreux petits producteurs, les rejets prélevés dans des plantations existantes constituent une source importante de matériel de plantation. Lorsque les pieds mères ne sont pas sélectionnés et assainis, cette pratique peut contribuer à la dissémination de ravageurs et d'agents pathogènes et, par conséquent, compromettre l'établissement et la productivité des nouvelles plantations (Bakelana et Mpanda, 2000). L'accès à un matériel de plantation sain, homogène et disponible en quantité suffisante constitue ainsi un enjeu majeur pour la filière bananière.

L'objectif général de cette revue est de comparer les principales méthodes de multiplication végétative du bananier et du plantain décrites dans la littérature, en considérant leur principe, leurs avantages, leurs limites et leur accessibilité pour les petits exploitants. Plus spécifiquement, il s'agit : (1) d'identifier et de décrire les principales méthodes de multiplication ; (2) de comparer leurs avantages et leurs

limites, notamment sur les plans technique, sanitaire, temporel et économique lorsque les sources fournissent ces informations ; et (3) d'examiner les éléments disponibles concernant la vulgarisation et l'appropriation des techniques modernes de multiplication. La contribution à la durabilité est discutée comme une implication potentielle de ces caractéristiques et non comme un effet directement mesuré.

2. Matériel et Méthodes

Cette étude est une revue narrative de la littérature consacrée aux méthodes de multiplication végétative du bananier et du plantain. Le corpus mentionné dans le document initial comprend des manuels, articles, rapports, fiches techniques, thèses et autres documents consultés en ligne ou dans des bibliothèques physiques, couvrant approximativement la période allant de 1985 à 2024. Les informations ont été organisées par type de méthode : libre rejetonnage, culture in vitro, techniques de multiplication in situ et techniques horticoles, dont la technique des plants issus de fragments de tige (PIF). Pour chaque méthode, la description technique, les avantages, les limites et, lorsqu'elles étaient rapportées, les informations relatives à la diffusion ou à l'appropriation ont été synthétisées. Le document source ne précise toutefois ni les bases de données interrogées, ni les équations de recherche, ni la date de la dernière recherche, ni les critères explicites d'inclusion et d'exclusion, ni la procédure de sélection et d'évaluation de la qualité des sources. En l'absence de ces informations, la recherche documentaire n'est pas entièrement reproductible et les résultats doivent être interprétés comme une synthèse narrative, et non comme une revue systématique.

3. Résultats

3.1. Technique par libre rejetonnage

Le libre rejetonnage est le moyen traditionnel utilisée depuis des siècles par la majorité des producteurs ruraux pour assurer la création et l'extension des bananeraies. C'est une méthode qui a facilité l'expansion des bananiers de leur zone d'origine jusqu'en Afrique.

3.1.1. Description de la technique

On laisse la plante émettre naturellement les rejets, ces derniers sont séparés quand le régime est à maturité ou pendant que la souche est récoltée ou encore en cours de la culture. Traditionnellement, on se sert d'une bêche ou d'une houe pour détacher autant des rejets disponibles de divers stades de développement mesurant à partir de 50 cm. On fait

la sélection du rejet qui succédera à la plante mère et celui-ci est laissé en place, pour assurer la productivité et la longévité de la plantation. Les rejets enlevés sont destinés à être plantés directement.

3.1.2. Avantages et limites de la technique

Avantages de la technique

- Elle est simple et à la portée de tout producteur,
- Les rejets récoltés sont destinés à être plantés directement
- Elle permet un échange et une dissémination rapide de variétés

Inconvénients de la technique

Parmi les difficultés majeures, on peut citer :

- Le matériel issu de cette technique est fréquemment de mauvaise qualité, contaminé par les parasites et maladies,
- Ce matériel est hétérogène, portant plusieurs formes et divers âges,
- Le transport des rejets n'est pas aisé suite à la grosseur et au volume de ces derniers,
- Le taux de rejetonnage est très faible, le nombre de rejets à collecter sur un pied de bananier dépasse rarement 3 pour les plantains et 5 pour les desserts (Mobambo et al., 2003)

3.2. Technique de multiplication au laboratoire (ou culture *In Vitro*)

3.2.1. Différentes applications de la culture *In Vitro*

Ces diverses applications sont visualisées à la figure 1.

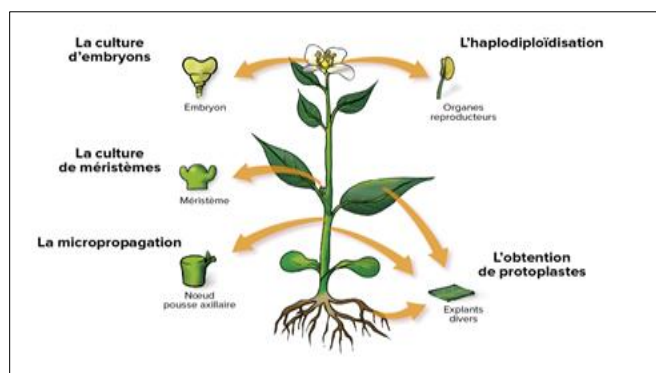


Figure 1. Différentes applications de la culture in vitro

(Source : <https://semae-pedagogie.org/sujet/culture-in-vitro#> et Ghania, 2021).

Nous donnons dans les points ci-dessous la description de chaque application :

• Micro propagation

Elle permet de régénérer un individu et de le multiplier en grand nombre à partir des fragments d'organes ou des tissus. Elle se réalise à partir des nœuds ou des pousses axillaires. Grâce à l'usage séquentiel des milieux nutritifs adaptés, ces tissus se développent et donnent des plantes entières.

• Culture du méristème

Tous les tissus de la plante dérivent de méristèmes, constitués de cellules indifférenciées à forte activité mitotique. La culture de méristèmes peut être utilisée dans des programmes d'assainissement du matériel végétal et permet, pour certains virus et selon le protocole appliqué, d'obtenir des plants indemnes de l'agent ciblé. Elle ne garantit cependant pas, à elle seule, l'absence de tous les virus ; le statut sanitaire doit être confirmé par des méthodes diagnostiques appropriées.

• Embryogénèse somatique

L'embryogénèse somatique consiste à produire des embryons à partir des cellules non germinales telles que les cellules méristématiques. Après un traitement hormonal, il se produit la multiplication des cellules, suivi de la différenciation des embryons en culture.

• Sauvetage des embryons

Après fécondation, les embryons obtenus peuvent être prélevés, mis en culture in vitro et produire un individu. L'embryon est prélevé précocement et mis en culture in vitro pour accélérer le cycle végétatif, parce que soit-il ne pouvait pas se développer dans les tissus maternels.

• Haploïdisation

L'haploïdisation est le fait d'obtenir des individus haploïdes doubles à partir des cellules reproductrices. Les cellules germinales contiennent une seule copie du génome (cellules haploïdes). Pendant la régénération de la plante, on obtient le doublement à l'identique du génome haploïde par application de la colchicine.

• Obtention du protoplaste

Par hydrolyse enzymatique, on se débarrasse de la paroi pecto-cellulosique des cellules et on obtient ainsi le protoplaste. Les différents tissus de la plante peuvent être utilisés, mais le limbe des jeunes feuilles est le plus usuel. Les protoplastes peuvent être fusionnés et créer des nouvelles variétés ; on peut aussi introduire des caractères à hérédité cytoplasmique mais ces derniers sont limités par la membrane cytoplasmique. La transformation de protoplastes permet l'obtention des plantes transgéniques. L'utilisation d'un champ électrique de haut voltage permet d'introduire l'ADN nu dans le protoplaste, car ce champ électrique rend perméable la membrane cytoplasmique.

Parmi toutes les applications citées précédemment, la culture du méristème est la plus pratiquée depuis 1970. Elle est initiée à partir d'un bourgeon végétatif et comporte plusieurs étapes (Cote et al, 1990)

3.3. Conditions de réussite de la culture *In Vitro*

Cinq conditions primordiales sont utilisées pour la réussite de la culture *in vitro* et elles concernent les explants, le milieu de culture, l'asepsie, l'environnement et l'espace de production de plantules :

- Concernant les explants : le choix des explants est fonction des techniques, de l'espèce végétale à travailler et des objectifs à atteindre. Ces derniers peuvent être des organes entiers ou des parties d'organes (tiges, fleurs, racines), des tissus, des pièces florales, des graines ou des embryons, des bourgeons ou apex, des méristèmes, de cellules somatiques ou sexuelles, des protoplastes, etc.

Leur réactivité dépend des facteurs tels que, l'âge de la plante mère, la date du prélèvement de l'explant, la localisation de l'explant sur la plante, la taille et la nature de l'explant et afin l'espèce végétale sur laquelle celui-ci est prélevé (Ghania, 2021).

- A propos du milieu synthétique : pour survivre, se reproduire et se régénérer le nouvel individu ou l'explant doit trouver dans le milieu tout ce dont il a besoin, en bref tout ce que la plante mère peut fournir c'est-à-dire du sucre, du saccharose pour le milieu de culture comme source de carbone à l'explant, des vitamines qui favorisent le développement de la plante, des acides aminés qui assurent la prolifération par les feuilles et grâce à la photosynthèse, des éléments minéraux et l'eau par les racines. Des hormones sont responsables d'orienter la formation des organes (Ghania, 2021).

- Pour les conditions stériles : l'opération très importante pour la réussite de la culture *in vitro* commence par la désinfection de l'explant, des milieux de culture et des bocal. Les opérations de la mise en culture des explants sont réalisées sous hôte à flux laminaire où l'air stérile est propulsé vers le vitro-culteur. Les milieux de culture sont très favorables au développement et à la prolifération des champignons et des bactéries. La colonisation des milieux de cultures par ces micro-organismes a comme conséquence la nécrose des vitro-plants (Ghania, 2021)
- Relatif à l'environnement : l'environnement doit être contrôlé ; en culture *in vitro*, le matériel est soumis à un environnement bioclimatique spécial ; il s'agit de la température de culture, de l'éclairage, de la concentration de gaz carbonique, de l'oxygène et de la vapeur d'eau très différente de celle de l'environnement naturel (Cote et al., 1990).
- Quant à l'espace : l'espace est vraiment réduit, les plantes miniaturisées sont cultivées dans des bocal et rangées sur les étagères éclairées. Quelques mètres carrés suffisent pour produire des milliers des vitro-plants. On peut aussi conserver des milliers des variétés dans quelques mètres carrés, à l'abri des parasites. Le confinement de la culture conduit à l'accumulation de composés volatils dégagés, entre autres la concentration d'éthylène (Ghania, 2021 et Cote et al, 1990)

3.4. Description de la technique

D'une manière pratique, la culture de tissus des bananiers se fait en quatre phases : initiation, multiplication, enracinement et acclimatation. Nous décrivons une à une dans les points suivants.

3.4.1. Initiation

Les activités dans cette phase s'effectuent en dehors du laboratoire et passe par trois phases qui sont, la récolte des rejets, le parage à blanc et le dégrossissement. La récolte des rejets se fait à l'aide d'une bêche ou d'une barre à mine dans un champ sain. Il est préférable d'avoir des rejets de faible taille pour faciliter une bonne manipulation. Après la récolte, les rejets sont soumis au parage à blanc, qui consiste à débarrasser la souche de couches superficielles et de toutes les racines et à la rendre blanc (Figure 2).



Figure 2. Rejet paré à blanc

Le dégrossissement, consiste à réduire la grosseur des rejets parés et cela passe par un premier dégrossissement, puis un deuxième dégrossissement et un troisième dégrossissement.

- **Premier dégrossissement des rejets**

Les matériels de travail à utiliser dans cette étape sont le couteau de cuisine, les boîtes de pétrie et une paire de gant. Les rejets parés sont réduits en des petites dimensions en enlevant au fur et à mesure les gaines foliaires l'une après l'autre pour diminuer la grosseur de l'explant (Figure 3).



Figure 3. Premier dégrossissement (Source Shungu, 2018, IITA Cameroun).

- **Deuxième dégrossissement**

Dans cette étape, l'explant est réduit de manière à débarrasser le méristème d'un grand nombre de feuilles restantes. Ensuite, les explants sont soumis à la stérilisation chimique. Les explants obtenus sont soumis à trois stérilisations : la première se fait avec l'alcool à 70 % pendant 30 secondes suivies d'un rinçage dans l'eau distillée, également pendant 30 secondes ; la seconde avec l'eau de javel à 4% pendant 15

minutes, suivie d'un rinçage dans l'eau distillée pendant 15 minutes ; et la troisième avec l'eau de javel à 2% pendant 10 minutes suivie d'un rinçage dans l'eau distillée pendant 10 minutes (Nsuanda et Shungu, 2018).

Troisième dégrossissement



Figure 4. Extraction du méristème sous hotte à flux laminaire (Source Shungu, 2018, IITA Cameroun)

Après l'extraction des méristèmes, ces derniers doivent être ensemencés dans un milieu de culture d'initiation préalablement préparé et stérilisé. Puis, on laisse couler ce milieu dans des tubes à essais. Ensuite, à l'aide des pinces stériles, les méristèmes sont mis dans des tubes à essai (Figure 5).



Figure 5. Opération d'ensemencement de méristème dans des boîtes de pétri (Source : Shungu, 2018, IITA, Cameroun).

Après cette opération d'ensemencement, les tubes sont fermés hermétiquement à l'aide du para film et ils sont placés dans la chambre de croissance pendant deux semaines.

3.4.2. Multiplication

Au cours de cette phase, les cals formés durant la phase d'initiation sont mis en culture dans un deuxième milieu dont le rapport auxine/cytokinine est inférieure à un, c'est-à-dire une forte concentration en cytokinine, ce qui permet la formation des pousses munies de feuilles (Figure 6).



Figure 6. Visualisation des pousses dans de bocaux et tubes à essai (Source : Shungu, 2018 IITA Cameroun)

Il est important de signaler que cette phase de multiplication se fait par clonage, c'est-à-dire les pousses obtenues sont dupliquées en les séparant les unes des autres, puis sont remises en milieu de culture toujours de forte concentration en cytokinine pour leur prolifération. Dans le cas du bananier, pour éviter des variations soma clonales, on se limite à sept multiplications (Cote et al., 1990).

3.4.3. Enracinement

Les pousses proliférées dans la phase de multiplication sont transférées dans un milieu de culture dont le rapport auxine/cytokinine est supérieur à 1 (Giovanni, 2018), c'est à dire une forte concentration de l'auxine afin de favoriser l'enracinement (Figure 7).



Figure 7. Pousses mises dans le milieu à forte concentration de l'auxine (Source : Shungu, 2018 IITA Cameroun).

Une fois que les pousses sont enracinées, les vitro-plants obtenus passent par la phase d'acclimatation avant d'aller sous serre. Ces derniers sont soumis à trois bains, les deux premiers avec l'eau ordinaire et le troisième avec une solution fongicide à 3% ; puis ils sont toilettés et cette opération est effectuée à l'aide d'une lame de bistouri. La figure 8, montre-les vitro-plants prêts pour le toilettage et le traitement antifongique.



Figure 8. Vitro plants dans l'eau de lavage (Source : Shungu, 2018, IITA Cameroun)

3.4.4. Acclimatation

Pendant cette phase, il est important de signaler que les plantules subissent deux repiquages. Après leur toilettage complet, les vitro plants sont classés selon leur taille et repiqués dans un substrat stérile et léger dans des petits conteneurs préalablement perforés, comparables à ceux de pots de yaourt, placés dans une chambre humide sous ombrière ou sous hangar pendant un mois (Figure 9). Pendant ce temps, les arrosages se font sous forme des fines pulvérisations (Nsuanda et Shungu, 2018).



Figure 9. Plantules mis en pots dans la chambre humide (Source : Nsuanda et Shungu, 2018, IITA Cameroun).

Après avoir passé un mois dans la chambre d'humidité, les plantules sont de nouveau repiquées, mais cette fois-ci dans des sachets en polyéthylène noirs contenant un substrat stérile et replacées sous ombrière pendant deux mois, pour l'endurcissement dans le strict respect de confinement (Ghania, 2021 ; Dhed'a et al., 2011 ; Lassoudière, 2006 ; Cote et al., 1990). Les plantules dans la phase d'endurcissement sont visualisées à la figure 10.



Figure 10. Vitro plants dans des sachets noirs en polyéthylène (Source : Nsuanda et Shungu, 2018, IITA Cameroun).

3.5. Avantages et désavantages de la technique

La culture in vitro est bien appropriée pour avoir du matériel de qualité en masse et en une courte durée. Giovanni (2018), mettent en revue quelques avantages et désavantages de cette méthode.

3.5.1. Avantages de la technique

Parmi les avantages généralement attribués à la culture in vitro figurent une forte capacité de multiplication sur un espace réduit, une production relativement indépendante des saisons et la possibilité de diffuser rapidement du matériel cloné sélectionné. Lorsqu'elle est associée à une sélection sanitaire rigoureuse du matériel initial, à des procédures aseptiques et à des tests diagnostiques adaptés, elle peut contribuer à la production de plants de haute qualité sanitaire. Elle facilite également la conservation et l'échange de certains génotypes. Les performances agronomiques et la résistance aux maladies ne doivent toutefois pas être considérées comme automatiquement supérieures du seul fait du passage en culture in vitro ; elles dépendent notamment du génotype, du statut sanitaire, de l'acclimatation et des conditions de culture.

3.5.2. Désavantages de la technique

Les principales limites de la culture in vitro comprennent le risque de variation somaclonale selon le matériel et le protocole, les contaminations en laboratoire, la nécessité d'un personnel qualifié, d'un contrôle rigoureux de l'identité et du statut sanitaire du matériel initial, ainsi que des infrastructures et des coûts de fonctionnement spécifiques. Les vitroplants nécessitent en outre une phase d'acclimatation et des soins appropriés avant leur transfert au champ. Le montant de « 50 000 USD » indiqué dans le texte initial pour l'installation d'un laboratoire n'est pas suffisamment documenté par une source vérifiable dans le manuscrit et ne doit pas être présenté comme un seuil universel.

3.6. Techniques de multiplication par levée de la dominance apicale

3.6.1. Fausse décapitation

Description de la technique

Selon Lefranc (2008), la technique se fait de la manière suivante :

- Sur un pied de bananier de 5 à 8 mois d'âge, de 2 m d'hauteur et d'une circonférence au collet de 10 cm, on ouvre une fenêtre de plus ou moins 10 cm³. A travers cette fenêtre, et à l'aide d'un couteau de cuisine, on procède à la destruction du méristème apical, tout en maintenant le reste de la plante. Puis, on couvre cette fenêtre avec les gaines foliaires. Ensuite, on butte la souche et on applique une fertilisation à la plante.
- Deux semaines après, les rejets sont arrachés progressivement jusqu'à la mort de la souche.

Il faut noter que la durée d'attente entre la destruction du méristème apical central et la récolte des rejets est de deux semaines. La récolte des rejets a lieu toutes les deux semaines et durant deux mois.

3.6.2. Avantages et limites de la technique

Avantages

La fausse décapitation présente les avantages suivants : Elle permet la production des rejets vigoureux (12-14 rejets/souche) en conditions optimales ; C'est une technique facile et adaptée aux paysans moins expérimentés, Elle est moins coûteuse et très simple ; Elle permet la production régulière des rejets ; Elle permet l'installation d'une bananeraie de façon échelonnée pour éviter la saisonnalité du

commerce des plantains ; Elle facilite l'homogénéisation de la plantation avec une variété jugée bénéfique par le producteur ; Elle offre la possibilité d'assurer une gestion optimale et rentable d'une pépinière de production commerciale sur des petites superficies (Koné *et al.*, 2011 ; Kwa *et al.*, 2019).

Désavantages

On reproche à cette méthode les points suivants : Ne permet pas d'installer une grande plantation au même moment du fait que la production des rejets est échelonnée ; Ne présente aucune garantie phytosanitaire car le champ est un milieu non contrôlé. On a la facilité de multiplier des matériels malades et attaqués en cas de non traitements de la parcelle par les pesticides notamment les nématicides et les insecticides ; Le pied faussement décapité ne produit pas de régime ; La durée de production des rejets est très longue, de la plantation à la récolte des rejets (8-10 mois) ; Nombreux bourgeons formés par le pied mère demeurent inexploités ; Les rejets obtenus présentent au champ une maturation désordonnée et aléatoire des régimes (Kwa *et al.*, 2019 et 2003 ; Koné *et al.*, 2011).

3.6.3. Décapitation totale

La décapitation totale est une variante de la fausse décapitation. La différence se manifeste ici par la coupe totale de la pseudotige. Cette méthode est bien adaptée aux paysans des pays en voie de développement.

- **Description de la technique**

Sur le pied de bananier de 5-8 mois d'âge, on coupe le pseudo-tronc à 30 cm du sol, après on détruit le méristème apical à l'aide d'un couteau de cuisine ou un stick pointu. La récolte des rejets générés commence deux semaines après la décapitation et se poursuit, au fur à mesure jusqu'à la pourriture complète de la souche mère.

- **Avantages et limites de la décapitation**

La production des rejets est de 5-7 rejets/souche par rapport au libre rejetonnage, La rapidité de la destruction totale du méristème apical. Hormis les deux avantages susmentionnés, cette technique offre approximativement les mêmes avantages que la fausse décapitation.

Par rapport à la fausse décapitation, la décapitation totale est moins performante en termes de rejets générés, soit 5-7 rejets (Malamba, 2005 ; Bakelana et Mpanda, 2000). Elle présente les mêmes inconvénients que la fausse décapitation, entre autres : Ne permet pas d'installer une grande plantation au même moment du fait que la production des rejets est

échelonnée ; Ne présente aucune garantie phytosanitaire car le champ est un milieu non contrôlé, et il y a facilité de multiplier du matériel malade et attaqué en cas de non traitement de la parcelle par les pesticides notamment les nématicides et les insecticides ; Le pied décapité ne peut pas produire de régime ; La durée de production des rejets est très longue depuis la plantation jusqu'à la récolte des rejets (8-10 mois) ; Nombreux bourgeons formés par le pied mère demeurent inexploités ; Les rejets obtenus présentent une maturation désordonnée et aléatoire des régimes au champ (Kwa *et al.*, 2019 et 2003 ; Koné *et al.*, 2011).

3.7. Pilage du pseudo-tronc

Cette technique est aussi une variante des techniques de levée de la dominance apicale appliquée au champ en cours de culture ou encore in situ.

3.7.1. Description de la technique

Sur un pied de bananier de 5-8 mois d'âge, on plie le pseudo-tronc de manière à étouffer le développement des feuilles ; Surveiller le pied plié pour qu'il ne fasse pas de reprise, faute de quoi le développement des rejets sera inhibé ; Introduire un couteau pointu à la base du pseudo-tronc pour détruire le méristème apical caulinaire ; Souvent, on remarque l'émission des rejets deux semaines après le pliage, et on peut procéder à la récolte de ceux-ci, au fur à mesure que les rejets seront disponibles.

3.7.2. Avantages et limites de la technique

Le bulbe pourra profiter de son développement comme la plante continue à vivre encore en diminuant progressivement son métabolisme. Comme cette opération s'effectue souvent en saison sèche, le bulbe profitera au maximum des réserves d'eau contenu dans le tronc.

Cette méthode présente moins de performance que la fausse décapitation dans la mesure où il est difficile de détruire complètement le méristème avec cette technique. Le nombre de rejets produit reste faible (4-7 rejets). Il n'y a pas de garantie phytosanitaire dans la mesure où le champ est un milieu non contrôlé (Kwa, *et al.*, 2003 ; Bonté, Verdonck et Grégoire, 1995).

3.8. Techniques horticoles

La technique horticole, se déroule dans un lieu aménagé et contrôlé. Elle comprend la méthode par éclatement des bulbes, la méthode des souches décortiquées (M.S.D) et la plus récente et innovante appelée technique de plant issu de

fragment des tiges (PIF). Toutes ces méthodes sont décrites ci-dessous.

3.8.1. Technique par éclatement des bulbes

Cette méthode fait usage des sets issus des souches lesquels sont mis en pleine terre ou parfois dans un germoir aménagé.

- **Description de la technique**

Cette méthode consiste à déterrer le bulbe, après l'excision du bourgeon apical, le bulbe est divisé en morceau appelé "sets". Ces sets obtenus seront mis en germoir pour donner un rejet ou un nouveau matériel transplantable. Les étapes importantes de la description sont décrites ci-dessous : Commencer par dessoucher la plante ; Détacher les rejets ou les œilletons de la souche, éliminer les racines et nettoyer la souche avec de l'eau ordinaire, Parer le bulbe à blanc à l'aide d'une machette ou d'un couteau de cuisine ; Peser le bulbe puis le diviser en morceau ou partie de ± 150 g ; Mettre ensuite les sets dans bain mélangé d'insecticide + nématicide + fongicide pendant 15 minutes ; Laisser égoutter les sets sous ombre pendant 48 heures ; Mettre les sets dans un germoir préalablement aménagé et arrosé, en pleine terre ou dans un dispositif bien approprié dans un substrat composé d'un mélange de terre noire, de sciure de bois et/ou du compost si nécessaire. La densité de plantation et de 40 sets par mètre carré ; Procéder à l'irrigation : les arrosages seront effectués à un rythme de deux à trois arrosages par semaine suivant qu'on se trouve en saison pluvieuse ou en saison sèche ; Deux à trois mois après l'ensemencement, les matériels sont prêts pour la plantation en champ (Bonté, Verdonck et Grégoire 1995).

- **Avantages et limites de la technique**

La technique est simple, car n'exige pas une qualification ; elle est moins coûteuse et le taux de multiplication de rejets est élevé (jusqu'à 20 pousses par souche). Cette méthode ne présente aucune garantie phytosanitaire car l'opération se déroule normalement au champ, un milieu non contrôlé. La difficulté de manipulation des rejets lourds et volumineux.

3.8.2. Méthode des souches décortiquées (M.S.D)

Cette méthode fait usage des vieilles souches après récolte de régimes ou encore des souches bien développées mais non fleuries et se pratique hors du sol (dans un bassin, un bac ou un germoir).

- **Description de la technique**

Déraciner la souche du bananier très bien développée ; Toilettier les racines ; Nettoyer cette souche avec l'eau ordinaire pour éliminer les mottes de sols ; Eliminer avec la lame de rasoir les gaines foliaires l'une après l'autre pour libérer les bourgeons. Cette activité commence par les gaines les plus vieilles aux plus jeunes ; Mettre la souche dans un bain mélangé d'insecticide + nématicide + fongicide dans un grand bassin pendant 15-20 minutes, puis laisser égoutter la souche sous ombre pendant ± 48 heures ; Mettre la souche ainsi préparée dans un bassin ou dans un germoir bien aménagé, en l'enfonçant légèrement dans un substrat préalablement stérilisé et bien arrosé. La souche est sous ombrière avec un éclairage solaire de 50 % ; Effectuer l'arrosage régulièrement deux fois par semaine. Il apparaît la formation et le développement des plantules de premier rang entre 3 à 8 suivant le cultivar ; Réactiver ces plantules de premier rang : les plantules de premier rang étant vigoureux ne seront pas sevrées de la souche mère, mais décortiquées tout en étant attachées à la souche mère et le méristème apicale caulinaire incisé ; Sevrer ces plantules de deuxième rang : les bourgeons présents à l'aisselle des gaines foliaires se développent en petites pousses. Les plantules bien développées seront détachées de la souche mère et repiquées dans des sachets en polyéthylène contenant un substrat stérile (terreaux) bien arrosé ; Procéder à l'élevage et à l'endurcissement (acclimatation) : les plantules sont élevées sous ombrière pendant 8 semaines. Les arrosages réguliers seront effectués. Par contre, les apports en engrais foliaire débiteront à partir de 15 jours après sevrage et se poursuivront toutes les deux semaines jusqu'à la fin de l'élevage. Les plantules sont prêtes à la plantation (Bonane, 2012 ; Malamba, 2005).

- **Avantages et limites de la technique**

Les souches saines récoltées, abandonnées aux champs sont valorisées ; On obtient un nombre élevé des plantules de bananiers (30-80 plantules par souche) dans un laps de temps court ; La méthode est simple et moins coûteuse, adaptée aux producteurs des pays en voie de développement (Bakelana et Mayunga, 1998).

Par contre, la manipulation et le transport des grosses souches sont très difficiles ; Une méthode exigeante en moyen de transport capable de transporter des grosses souches ; L'encombrement, cette méthode exige des grands espaces pour le traitement et des containers pour la mise en germoir des souches, comparativement aux autres méthodes.

3.9. Technique de plants issus de fragments de tige (PIF)

Cette technique se réalise au sein d'une pépinière et requiert trois structures importantes pour sa réalisation, il s'agit du germoir contenant comme substrat de la sciure de bois, d'une serre construite de ce germoir, fermée et couvrant hermétiquement par un plastique transparent et de l'ombrière réduisant de 50% la lumière, construite au-dessus du germoir et de la serre. L'ensemble constitue ce qu'on appelle "propagateur" (Bonane et al., 2018 ; Kwa, 2002 et 2000).

3.9.1. Choix du site d'installation du propagateur

Bien que la technique PIF soit facile à exécuter pour un opérateur expérimenté, elle exige une attention soutenue pour éviter des pertes. Il est prudent que le site ait un point d'eau ou soit accessible à un cours d'eau, un espace pour stoker le substrat, installer le propagateur et la pépinière devant accueillir les jeunes plantes (Meutchieye, 2009).

3.9.2. Aménagement du propagateur

• Construction du germoir

Les germoirs peuvent être construits en bois, en plastique ou en ciment (maçonnerie) et peuvent être en hauteur, au sol avec des dimensions variables en fonction des objectifs du producteur. Un bac ou germoir de 1 m x 10 m est plus confortable car il rend les opérations de manipulation faciles. La profondeur du germoir est de 25 à 50 cm. Pour éviter tout contact direct du substrat avec la terre et permettre l'évacuation des eaux lors des arrosages, il est conseillé de bétonner le fond du bac. A défaut, on peut aussi placer une bâche perforée ou encore les graviers (Kwa et al, 2019)

Etant donné que l'objectif du germoir est d'offrir des conditions de température et d'humidité stables, il doit impérativement être rempli avec un substrat léger qui ne doit pas laisser stagner l'eau. La sciure de bois de couleur blanche est une très bonne matière qui se décompose bien pour avoir des vivo plants vigoureux. (Ngo-Sammick, 2011). Pour maintenir la chaleur à l'intérieur du bac, une charpente aménagée à une hauteur comprise entre 80 et 120 cm avec une pente légère, exigée pour l'écoulement des eaux en cas des pluies.

• Aménagement de la serre

On pose un film plastique blanc résistant et transparent au-dessus de la charpente tout autour du bac de propagation, cette dernière doit être hermétiquement fermée pour éviter la perte

de la chaleur. Cette serre est aménagée de sorte qu'une face soit amovible pour faciliter les arrosages et autres travaux.

• Aménagement de l'ombrière

L'ombrière a pour rôle de réduire l'impact des rayons incidents du soleil de 50 %. Le matériau à utiliser sera relatif aux moyens et disponibilité (rameaux du palmier à huile, paille, grillage ou toile ombrière). La hauteur de l'ombrière est comprise entre 2,50 m à 3m. Parfois l'ombrage des arbres seul suffit (Meutchieye, 2009 et REAFOR, 2007)

• Description de la technique

Choix des rejets : Pour une bonne réussite de l'opération, le choix de matériel de départ est très judicieux. Les rejets baïonnettes sont ceux qui sont utilisés dans cette technique. Ils ont les feuilles étroites et lancéolées avec une hauteur de 5 cm à 40 cm. Le bulbe doit être bien développé et sain, sans galeries de charançons ni des traces de nématodes. Ces rejets seront récoltés sur des pieds sains portant des régimes intéressants et dont la valeur économique est connue (Ngo-Sammick, 2011).

Parage à blanc : Il consiste à nettoyer la souche à l'aide d'un couteau de cuisine ou d'une machette. On enlève une épaisseur de 1 mm à 1,5 mm des tissus de la souche, Cette épaisseur éliminée correspond à la partie parasitée par les nématodes Les parties nécrosées et les galeries de charançons) sont éliminées (Kwa, 2019). La souche est ainsi mise à nu, on obtient une couleur blanche sans tache (Ngo-Sammick, 2011), comme schématisé précédemment au point 2.3.1.

Décorticage des feuilles : C'est une opération délicate et déterminante pour la réussite de l'activité. Elle consiste à détacher les gaines foliaires l'une après l'autre, de plus vieilles aux plus jeunes. Elle a deux objectifs : l'aspect sanitaire et la réduction de l'humidité pour favoriser le mécanisme qui sont à la base de la prolifération d'yeux. Généralement pour les rejets baïonnettes 3 à 5 gaines suffisent.

Il est prudent de faire passer le couteau au-dessus de la ligne translucide située à la frontière entre la souche et le pseudo-tronc, pour ne pas endommager les néo-bourgeons de très petites tailles qui sont localisés entre les croisements des graines foliaires. Et afin on coupe le reste des graines centrales à une hauteur de 3-5 cm (Bonane et al., 2018 ; Ngo-Sammick, 2011 ; Meutchieye, 2009 ; REAFOR, 2007).

Traitement phytosanitaire : Afin d'éliminer les parasites et de protéger l'explant obtenu, ce dernier est trempé dans une solution insecticide, fongicide. Une dose de 15 g de fongicide

systémique par litre d'eau, et 1 cc d'insecticide systémique dans 1 litre d'eau sont suffisants. Le trempage des explants se fait pendant 45 minutes. Après cette phase, on laisse égoutter pendant 48-72 heures sous ombre dans un endroit sec et propre protégé du soleil et de la pluie (Vangu et al., 2021 ; Kwa et al., 2019).

Rajeunissement et incisions : Le rajeunissement consiste à réduire les restes des graines foliaires jusqu'à la zone brune séchée de la dernière feuille découpée. Ensuite des incisions croisées sont effectuées au centre de chaque explant. Après ces opérations, on laisse reposer l'explant pendant une à deux heures sous ombre pour la cicatrisation (Kwa et al., 2019).

Mise en bac des explants : Elle consiste à placer l'explant incisé et rajeuni dans le bac de germination. On l'enfonce dans la sciure de bois préalablement arrosée tout en maintenant la partie incisée en haut. On couvre le tout avec la sciure fine de bois sur une épaisseur de 2-3 cm et on ferme hermétiquement le propagateur à l'aide du film plastique blanc (Vangu et al., 2021 ; Kwa et al., 2019).

Arrosage du germoir : Il est conseillé de faire l'arrosage le jour qui suit la mise en bac, puis deux fois par semaine jusqu'à la fin de l'opération.

Réactivation : Deux à trois semaines après la mise en bac, de nombreuses pousses peuvent émerger dans le germoir. Les plantules issues des bourgeons latéraux se développent rapidement et sont vigoureuses. Lorsque les plantules du premier rang atteignent la taille du pouce, on procède à la coupe des jeunes plantules à une hauteur de 2 mm au-dessus du nœud apparent. On effectue de nouveau des incisions croisées à l'angle droit de la pseudotige ; celles-ci permettent de produire une grande quantité des plantules par explant (Kwa et al., 2019). Cependant, il y a lieu de signaler que l'activation n'est pas obligatoire, elle est réalisée en fonction des objectifs du producteur.

Sevrage : Cette opération débute entre 30-40 jours après la mise en germoir des explants, elle consiste à détacher les plantules de l'explant. On procède de la manière suivante, on sort l'explant du germoir, à l'aide d'une lame de bistouri ou d'une lame de rasoir ou encore d'un couteau de cuisine tranchant, on sépare avec beaucoup de soins les plantules ayant 3 à 5 feuilles de l'explant. Puis, on applique la sciure sèche sur les lésions provoquées par cette séparation. A la fin de l'opération, l'explant est remis dans le germoir pour la prochaine production des plantules, on recouvre l'explant de la sciure humide. Le sevrage peut être réalisée 4 à 5 fois ou plus sur le même explant (Bangata et al., 2019 ; Kwa et al., 2003).

Endurcissement des plantules : Les plantules sevrées sont repiquées dans des sachets noirs en polyéthylène contenant un substrat léger et stérilisé. On peut utiliser la combinaison terre noire-parche à café (50/50) ou parche à café-sable 60/40, ce dernier n'exige pas de stérilisation. Une fois repiquées, les plantules sont placées sous ombrière et sont arrosées à un rythme de deux arrosages par semaine en fonction des conditions environnementales.

Pendant cette phase, un apport en engrais est nécessaire pour activer la reprise, réduire le temps d'élevage et assurer un développement harmonieux des plantules installées en lots. Un gramme de N.P.K 20-10-10 est appliqué par pied toutes les deux semaines. La durée de l'élevage est de 6 à 8 semaines, les plantules sont prêtes à la plantation (Kwa et al., 2019 ; Bangata et al., 2019). Ci-dessous les lots de plantules endurcies prêtes pour la plantation (Figure 11.)



Figure 11. Plantules sevrées (Kwa, 2019)

• Avantages et inconvénients de la technique

La technique PIF permet d'exploiter un grand nombre de bourgeons du bananier (visibles et invisibles), car au champ beaucoup de bourgeons formés sont étouffés, seulement 2 à 5 rejets pourraient se développer. Ainsi, on remarque une augmentation significative des rejets pour chaque pied ; - Elle est peu coûteuse et facile à mettre en œuvre avec des matériaux locaux ou de récupération ; Cette technique facilite le transport du matériel d'un pays à un autre ou d'une province à une autre dans la mesure où les plantes sont miniaturisées comme il est aperçu sur la figure présentée dans le paragraphe qui parle de l'endurcissement des plantules ; Production en masse dans un temps record entre 15-60 plantules saines par rejet en 3 à 4 mois ; Une méthode simple, adaptée aux paysans et n'exigeant pas une quelconque qualification ; La production des plantules ne dépend pas des saisons ; Elle permet d'éviter des contraintes liées au pied mère au champ, car elle se pratique hors du champ ; Elle permet de produire des plantules homogènes avec un aspect très proches des vitro-plants ; Technique peu coûteuse, le

matériel de plantation à utiliser local ou amélioré dépend des moyens du producteur (Vangu *et al.*, 2021 ; Kwa *et al.* 2019).

Par contre, cette technique exige une surveillance permanente (contrôle de température, d'humidité, le gardiennage du site) ; Multiplicité des tâches ; La manipulation de la plantule est moins aisée que celle du rejet (Nkapnang, 2011 et Kwa, 2003).

3.10. Place de la vulgarisation des techniques modernes de multiplication

3.10.1. Technique de multiplication *In Vitro*

D'après Kwa, 2003, malgré leurs succès et leurs performances, les différentes applications de la culture *in vitro* ne sont pas adaptées aux producteurs ruraux des pays du sud. La culture des tissus est restée l'apanage des Centres de recherches et de quelques entreprises industrielles comme précédemment.

3.10.2. Méthode par levée de la dominance apicale

Toutes les variantes de cette méthode, c'est-à-dire la méthode par éclatement des bulbes, la méthode des souches décortiquées (M.S.D), sont restées moins intéressantes pour des producteurs des bananiers, suite aux inconvénients évoqués auparavant. Seuls les centres de recherche et les chercheurs recourent à cette méthode pour la récupération des cultivars en voie de disparition (Kwa, 2003).

3.10.3. Technique de plants issus de fragments de tige (PIF)

Cette technique mis au point en 1993 par CARBAP (Kwa, 2003), n'avait pas beaucoup eu d'ampleur en son début. Mais, depuis les années 2000 jusqu'à ce jour, sa diffusion a connu une grande importance particulièrement en Afrique, Amérique, Asie et aux îles de Caraïbe. C'est alors qu'une forte conjonction s'est créée entre « Recherche-Développement-Projets-Bailleurs de fonds-Hybrides ». Par exemple, l'IITA au Cameroun, Ouganda et Nigeria, auparavant était accrochée à la culture de tissus, mais a finalement adopté le PIF (Bazard *et al.*, 2023 ; Lefranc, 2008).

Cette méthode adoptée et fait écho dans certains pays organisés producteurs de la banane, les rapports de certains auteurs affirment la naissance d'une véritable filière semencière des bananiers à travers cette innovation dans quelques pays de la région. Et bon nombre d'agriculteurs se sont transformés en pépiniéristes-entrepreneurs dans un but

lucratif. Ils se servent de cette technologie pour produire des plantules saines à mettre à la disposition des producteurs, c'est le cas de Cameroun, Côte d'Ivoire, le Nigéria etc. D'autres, se sont organisés en coopératives pour la production communautaire des plantules saines, c'est le cas de la Guadeloupe (Bazard *et al.*, 2023).

En République démocratique du Congo, plusieurs institutions et projets ont contribué à la diffusion de techniques améliorées de multiplication du bananier. Le texte initial cite notamment l'INIBAP, le CORAF, ENABEL, Bioversity International et l'INERA. Toutefois, l'ampleur des formations, la couverture géographique et les taux d'adoption ou d'appropriation ne sont pas documentés de manière homogène dans les sources citées. Ces éléments doivent donc être présentés avec prudence et, lorsque des valeurs quantitatives sont avancées, être rattachés à une source primaire identifiable (INERA, 2023 ; CARBAP, 2016).

4. Discussion

D'après Bakelana et Mpanda (2000), outre l'aspect production des rejets, ils affirment que le rendement en régimes des bananiers issus du libre rejetonnage est faible comparativement à celui provenant de la culture *in vitro*.

La culture *in vitro* constitue une méthode à forte capacité de multiplication et peut contribuer à la production de matériel de haute qualité sanitaire lorsqu'elle est intégrée à un système rigoureux de sélection, d'indexation sanitaire et de contrôle de qualité. Son utilisation à grande échelle demeure cependant contrainte par les besoins en infrastructure, en personnel qualifié, en contrôle aseptique et en financement, ainsi que par le risque de variation somaclonale selon les protocoles (Vangu *et al.*, 2021). La référence « Esoma et Banza, 2018 », citée dans le texte initial, n'apparaît pas dans la bibliographie et doit être vérifiée ou retirée.

A travers la multiplication par décapitation totale, fausse décapitation et pliage du pseudo-tronc et la M.S.D, on arrive à produire 5 à 12 rejets en moyenne dans une durée de plus ou moins 10 mois. Cependant, en termes du nombre de rejets à reproduire, la fausse décapitation se montre plus efficace comparativement aux autres variantes de la multiplication rapide *in situ* rapporte Kwa *et al.* (2019). En outre, des apports fractionnés des plantules conduisent à avoir dans la nouvelle bananeraie une tranche d'âges de plants.

La technique PIF présente plusieurs caractéristiques favorables à son utilisation par les petits producteurs et les pépiniéristes : recours à des équipements relativement simples, possibilité de multiplication hors champ et

production de plusieurs plantules à partir d'un rejet sélectionné. Ngo-Samnick (2011) rapporte une production pouvant varier selon les conditions et la maîtrise technique. La comparaison directe avec la culture *in vitro* doit néanmoins rester prudente, car les deux approches diffèrent par leurs infrastructures, leurs objectifs, leur niveau de contrôle sanitaire et leur capacité de multiplication. Les affirmations reliant l'évolution de la production nationale entre pays à la seule appropriation du PIF ou à l'efficacité des services de vulgarisation ne peuvent pas être établies à partir des sources présentées et nécessitent des analyses comparatives spécifiques.

En RDC, l'accès des producteurs à du matériel de plantation de qualité et aux services d'appui technique demeure présenté dans la littérature citée comme une contrainte de la filière. Toutefois, les formulations générales sur la faiblesse du service de vulgarisation ou la baisse de la production doivent être étayées par des données récentes et des indicateurs explicites. Les plantations anciennes peuvent constituer une source de rejets, mais leur statut phytosanitaire doit être évalué avant de conclure qu'elles sont infectées (Vangu et al., 2021 ; Dzomeku et al., 2014).

Les données relatives à l'appropriation de la technique PIF doivent être interprétées en fonction du contexte, de la population étudiée et de la définition opérationnelle de l'« appropriation ». Le texte initial rapporte qu'en Côte d'Ivoire, 10 pépiniéristes sur 134 formés exerçaient habituellement l'activité, soit 7,5 %, et cite pour la RDC des proportions de 8 % et 18 % dans deux contextes distincts (Mehin, 2021 ; Vangu, 2024). Ces estimations ne sont pas directement comparables sans informations complémentaires sur les méthodes d'enquête, les périodes, les dénominateurs et les critères utilisés. Elles suggèrent néanmoins la nécessité d'évaluer plus rigoureusement l'adoption, la pérennisation et les déterminants de l'utilisation du PIF.

5. Conclusion

La littérature examinée montre que les méthodes de multiplication végétative du bananier et du plantain répondent à des contraintes et à des objectifs différents. La culture *in vitro* offre une capacité élevée de multiplication et un contrôle sanitaire potentiellement supérieur lorsqu'elle est intégrée à des procédures rigoureuses, mais son déploiement exige des infrastructures, des compétences et des ressources importantes. Parmi les techniques *in vivo*, le PIF apparaît comme une option accessible et adaptable aux dispositifs de production décentralisée de plants, sous réserve d'une sélection sanitaire du matériel initial, d'une bonne maîtrise technique et d'un encadrement adéquat.

Les données rassemblées ne permettent toutefois pas de démontrer quantitativement qu'une méthode donnée améliore, à elle seule, la durabilité globale des systèmes de production. Une telle conclusion nécessiterait des études comparatives mesurant simultanément des indicateurs agronomiques, sanitaires, économiques, sociaux et, le cas échéant, environnementaux. La priorité opérationnelle est donc de renforcer les systèmes de production de matériel de plantation de qualité, la formation des pépiniéristes, le contrôle sanitaire et la vulgarisation, tout en évaluant les performances des différentes méthodes dans les conditions agroécologiques et socioéconomiques locales.

Sur cette base, les recommandations doivent viser prioritairement la structuration de la filière semencière, l'amélioration de l'encadrement technique et la production de données comparatives permettant d'identifier les méthodes les mieux adaptées aux différents contextes agroécologiques et socioéconomiques.

Il est recommandé de renforcer l'organisation de la filière du matériel de plantation du bananier et du plantain ; de consolider les services de vulgarisation ; et de mettre en place un cadre de concertation associant la recherche agronomique appliquée (INERA), les établissements universitaires, les services nationaux compétents, les organisations de producteurs et les partenaires techniques. Ce cadre devrait soutenir la production contrôlée de matériel de plantation, les parcelles de démonstration, la formation et l'évaluation comparative des technologies de multiplication *in vivo* et *in vitro*.

La formation des pépiniéristes devrait être accompagnée d'un dispositif de suivi, de contrôle de qualité et d'appui progressif à leur autonomisation technique et économique.

Référence

1. Bakelana Ba Kufimfutu et T. Mayunga, 1998. La production de la banane plantain en République Démocratique du Congo. Les productions Bananières, un enjeu économique majeur pour la sécurité alimentaire, international symposium, Douala, Cameroon, 10-14 novembre 1998, C. picq, E.Fouré and E.A. Frison, editors.
2. Bakelana, B. et Mpanda, 2000 : Méthode de multiplication des bananiers par décorticage de la souche. Info Musa revue internationale sur les bananiers et plantains Vol.9 n°2, p 6.

3. Bangata B.M, Mobambo K.N, Kasongo, M., Shungu, D., Vuvu, K., Vangu, P., Omondi, A. et Staver, C. 2018. Evaluation du potentiel prolifératif de six cultivars de Bananier (Cv. AAB, ABB et AAA) par macropropagation en République démocratique du Congo. *Journal of applied Biosciences* 127 :12770-12784 ISSN 1997-50902.
4. Bazard, M., Hammonya, D., Diman, J.L. et La fontaine, H.O. 2023. La méthode du PIF : multiplication et assainissement des plants de bananiers plantains à la ferme. NOVAE, numéro régulier #14 avril 2023 INRAE, UEPEYI, 97170 petit bourg, Guadeloupe, France.
5. Bonane, L. 2012. Techniques horticoles de multiplication des bananiers in vivo. Atelier de formation projet CORAF/INERA 2012, 10 pages.
6. Bonane, L., Ndongala I.K, Nsuanda M.A, et al. 2018. Effets de différents substrats sur la macropropagation des plantules Bananiers par la méthode des plants issus des fragments (PIF). *AfriqueScience* 14(4) (2018)1-15 ISSN 1813-5488.
7. Bonane, L., Ndongala, K., Nsuanda, M. et al. 2018. Effets de différents substrats sur la macropropagation des plantules bananiers par la méthode des plants issus des fragments (PIF). *AfriqueScience* 14(4) (2018)1-15 ISSN 1813-5488.
8. Bonte, E. Verdonck, R. et Grégoire, L. 1995. La multiplication rapide du bananier et du bananier plantain au Cameroun. Notes techniques *Tropicultura*, 1995, 13, 3,109-116.
9. CARBAP, 2016. Les productions bananières un enjeu de sécurité alimentaire en République démocratique du Congo. Bulletin R et D. Bananes et Plantain en AOC n°10 numéro spécial République démocratique du Congo, 32 pages.
10. Cote, F., Alvard, D., Domergue, R., Mastache, L.N., Teisson, C. 1990. Bioclimatation des cultures in vitro des bananiers. Incidence de la lumière et échanges gazeux. *Fruits* numéro spécial 1990 (2). pdf –adob acrobat reader DC, 7 pages.
11. Dhed'a, B., Adheka, J., Onatshu, D. et Swennen, R. 2019. La culture des bananiers et plantains dans les zones agroécologiques de la république Démocratique du Congo, Université de Kisangani, presse universitaire, 72 p.
12. Dzomeku, B.M., Darkey, S.K., Wünsche, J.N. and Bam, R.K. 2014. Response of selected local plantain cultivars to PIBS (Plants Issus de Bourgeons Secondaires) technique. *Journal of Plant Development* , 21 (2014) 117 – 123.
13. Ghania, C. 2021. Cours de biotechnologie L3 BPV Université des frères Mentouri Constantine, faculté des sciences de la nature et la vie, département biologie et physiologie végétale, filière sciences biologiques, République Démocratique et Populaire de l'Algérie, Année universitaire 2020-2021, 114 pages.
14. Giovanni, F. 2018. Culture in vitro appliquée à la culture du bananier plantain. Communication pendant la séance d'encadrement des stagiaires RD Congolais à l'IITA Yaounde station de Kolibson, dans le laboratoire de culture tissulaire, le 15 août 2018.
15. <http://biotech.xyloforest.org> : Production par culture in vitro de l'eucalyptus de l'introduction à l'enracinement. Institut technologique FCBA info. 6 p.
16. INERA, 2023. Synthèse Rapport Annuel 2022-2023, Programme National Bananes, Centre de recherche INERA MVUAZI, 7 pages, inédit.
17. Kone, T., Kone, M., Kone, D., Traore, S. et Kuadio, J.C. 2011. Multiplication rapide du bananier plantain (Musa spp. AAB) in situ : une alternative pour la production en masse des rejets. *Revue Agronomie Africaine* 23(1) : 21-31.
18. Kwa, M. 2003. Utilisation des fragments de tige du bananier pour la propagation en masse de plants en condition horticole in vivo. Centre Africaine des recherches sur les Bananes et plantains (CARBAP), Njombe BP 832, Douala, Cameroun. *Fruits* 2003, vol 58 (8) ; 315-328 CIRAD/EDP sciences all right reserved.
19. Kwa, M., et Ludovic T. 2019. La banane plantain, enjeux socioéconomiques et techniques. Expérience en Afrique intertropicale. Edition la Quaie, CTA presse Agronomiques de Gembloux 199 pages.
20. Lassourdière, A. 2006. Le Bananier et sa culture, édition la Quaie, 133 pages.
21. Lefranc, L.M. 2008. Conditions d'adoption et impacts des innovations technologiques dans le

- cadre du Bananier plantain au sud du Cameroun. Mémoire de fin d'étude, formation DAT Montpellier, option agronomie d'innovation nationale (AGIR), 178 pages.
22. Mehin, 2021. Analyse de la demande des producteurs pour une offre de formation adaptée sur la banane plantain, FABA, formation agricole pour la banane plantain en Afrique, rapport (version finale), 87 pages.
 23. Meutchieye, F. 2009. Fiche technique de multiplication des bananiers par la méthode PIF. SECAR.01BP 3011 Lomé 01 Togo 10 pages www.secar.org
 24. Mobambo, K.N et Hellebuyck, L. 2003. Stratégies de développement de la production Bananière par l'introduction et la distribution de meilleures variétés en République démocratique du Congo. Coopération Belgo-Congolaise, projet Agricole à soumettre pour financement au fond for comodities (CFC), groupe intergouvernemental sur les bananiers et sur les fruits tropicaux, organisation de nations unies pour l'alimentation et l'agriculture (FAO). CCP : BA/TF 03/CRS 78.
 25. Mobambo, P., Staver C, Hauser, Dheda, S. B. and G. Vangu . 2010. Plantain and Banana (Musa spp.) Productivity and Value Addition in the Democratic Republic of Congo. Proc. IC on Banana & Plantain in Africa, Eds.: T. Dubois et al. Acta Hort. 879, ISHS 2010, 821-827.
 26. Ngo-Samnack. E. 2011. La production améliorée du Bananier plantain. CTA-P.O.Box380-6700 AJ Wageningen Pays-Bas - www.cta-int.org ISF Cameroun-BP 7105-Douala –Bassa-Cameroun-www.isf-cameroun.org. ISBN(CTA) : 978-92-9081-417-9, 22 pages.
 27. Ngou Ngoupayou Jean, 2011. Propos du directeur de CARBAP, lors du lancement de l'atelier sur les innovations technologiques performantes en vue de la relance de la filière plantain au Cameroun tenue du 31 août au 02 septembre 2011. Salle de conférence du Centre régional de la Recherche et Innovations du Sud sous l'égide du comité national de développement des technologies avec le CARBAP.
 28. Nkapnang, D.I. 2011. Identification et optimisation des conditions d'appropriation des innovations sur les bananiers et plantains par les producteurs au Cameroun. Thèse présentée en vue de l'obtention du grade de docteur en sciences agronomiques et ingénierie biologique, université catholique de Louvain faculté d'ingénierie biologique, agronomie et environnementale, unité d'économie rurale 155 pages
 29. Nsuanda, M. et Shungu, D. 2018. Rapport de stage de formation sur la culture tissulaire effectué à l'IITA Yaounde, Cameroun Station de Kolibson, du 14 au 29 août 2018,13 pages inédit.
 30. REAFOR, 2007. Multiplication rapide des bananiers. Dépliant projet REAFOR 9 ACP ZR 13/1(GPC/RDC/036/EC selon codification FAO).
 31. Simmonds et Shepherd. 1955. The taxonomy and origins of the cultivated bananas. Journal of the Linnean Society of London, Botany. Wiley-Blackwell, Volume : 55 Issue : 359, Pages : 302-312. ISSN : 03682927.
 32. Staver, C et Lescot, T. 2015. La multiplication de matériel de plantation de qualité pour améliorer l'état sanitaire et la productivité des cultures, pratiques clefs pour les bananiers et plantains, guide illustré, Bioversity international, édition Pascal Chaput ISBN : 978-92-92255-015-8, 56 pages.
 33. Vangu P. 2024. Approche intégrée des systèmes de production Des bananiers dans les zones du Kongo Central infectées par la maladie du bunchy top. Thèse présentée en vue de l'obtention du grade de Docteur en Sciences Agronomiques et Environnement, Université de Kinshasa, Faculté des sciences agronomiques et environnements, 201 pages.
 34. Vangu. P.G, Mobambo, P.K, Omondi, A.B et Staver, C. 2021. Evaluation de l'efficacité de la macropropagation des cultivars de bananiers les plus préférés au Kongo Central, en RD Congo. Africascience 19(6) 6-88ISSN 1813-548X.
 35. www.iita.org. Fiche technique. Culture in vitro du Bananier, tissue – culture-french.pdf-adobe acrobat reader,DC , 1 page.