

Induction de cals des explants de trois provenances de Karité (*Vitellaria paradoxa*) au laboratoire d'Agro physio-génétique et de biotechnologies végétales de l'IPR/IFRA de Katibougou

[Induction of callus formation in explants from three provenances of Shea (*Vitellaria paradoxa*) at the Agro-physio-genetics and Plant Biotechnology Laboratory of the IPR/IFRA in Katibougou]

Moussa Dramane Traoré¹, Moussa Abdoulaye¹, Aly Kansaye¹, and Moussa Karembe²

¹Laboratoire d'Agro-physio-génétique et de biotechnologies végétales, IPR, IFRA, Katibougou, Mali

²Laboratoire d'Ecologie Tropicale, Faculté des Sciences et Techniques, Bamako, Mali

Copyright © 2026 ISSR Journals. This is an open access article distributed under the **Creative Commons Attribution License**, which permits unrestricted use, distribution, and reproduction in any medium, provided the original work is properly cited.

ABSTRACT: Shea is a species native to the Sudanian-Sahelian zone. This species is confronted by climate change and human activity. Unfortunately, young plants do not have time to grow due to their very slow growth rate in their natural environment. An in vitro production study at the IPR/IFRA Laboratory of Agro-physio-genetics and Plant Biotechnology is underway for the improvement of this species. A completely randomized design was used. The plant material consisted of three provenances of leaf explants. The parameters observed were contamination, the rate of explants initiated, the rate of explants forming calluses, callus expression, weight, callus diameter in light and dark conditions, and callus regeneration. The STATITCF software was used for data analysis. The best disinfection rate was observed with the T3 test, with 2.5% contamination. The survival rate showed no significant difference ($P=0.0934$). However, a highly significant difference was found between the sources, with 75.35% for the Siby explants. For callus induction, a highly significant difference ($P=0.0000$) was observed. Regarding provenance, the analysis of variance showed no significant difference ($P=0.9557$). Different callus shapes and appearances were observed under conditions of light and continuous darkness. Analysis showed a highly significant difference ($P=0.0119$) in callus survival rate between expression media. Under light culture conditions, the diameter and weight of the calluses showed no significant difference ($P=0.3101$). However, under continuous darkness, the analysis of variance revealed a highly significant difference ($P=0.0018$) of 1 cm and 1.39 g, respectively.

KEYWORDS: Mali, photoperiod, culture, regeneration, hormone.

RESUME: Le karité est une espèce de la zone soudano-sahélienne. Cette espèce est confrontée aux aléas climatiques et des actions anthropiques. Les jeunes plants n'ont malheureusement pas le temps de grandir à cause de la croissance très lente dans leurs milieux naturels. Des recherches de production *in vitro* au laboratoire d'Agro-physio-génétique et de biotechnologies végétales de l'IPR/IFRA est en cours pour l'amélioration de cette espèce. Un dispositif en randomisation totale a été adopté. Le matériel végétal était constitué de trois provenances d'explants foliaires. Les paramètres observés ont été contamination, le taux d'explants initiés, le taux d'explants formant des cals, l'expression des cals, le poids, le diamètre radial des cals en condition de lumière et d'obscurité, la régénération des cals. Le logiciel STATITCF a servi l'analyse des données. La meilleure désinfection a lieu avec le test T3 avec 2,5% de contamination. Le taux de survie n'a pas montré de différence significative ($P=0.0934$). Par contre une différence hautement significative a lieu entre les provenances avec 75,35% pour les explants de Siby. Pour l'induction de cals, une différence hautement significative ($P=0.0000$) a été observée. Quant aux provenances, l'analyse de variance n'a pas montré de différence significative ($P=0.9557$). Différentes formes et aspects des

cals ont été observés dans les conditions de 16h/8 de lumière et d'obscurité continue. L'analyse a montré une différence hautement significative ($P=0.0119$) du taux de survie des cals formés. En condition de culture de 16h/8 de lumière, le diamètre radial et le poids des cals n'ont pas montré de différence significative ($P=0.3101$). Cependant en obscurité continue, l'analyse de variance a donné une différence hautement significative ($P=0.0018$) respectivement 1cm et 1,39g.

MOTS-CLEFS: Mali, photopériode, culture, régénération, hormone.

1 INTRODUCTION

Le karité (*Vitellaria paradoxa*) est une plante spécifique au continent Africain. Son aire naturelle de répartition géographique s'étend au sud du Sahara du Sénégal oriental jusqu'au Nord-Ouest de l'Ouganda entre le 16^{ème} degré longitude Ouest et le 34^{ème} degré longitude Est [1] formant une superficie environ un million de Km² [2]. Suivant cette répartition géographique, deux sous-espèces (*Nilotica* et *Paradoxa*) sont présentes dans 21 pays d'Afrique [3].

Le Mali possède le plus grand parc à karité d'Afrique [4]. Il joue un rôle important dans la vie quotidienne des populations rurales [5]. Les produits du karité génèrent des revenus pour des femmes rurales [6] et constitue un moyen important de subsistance [7]. Le beurre extrait de ses amandes a des caractéristiques similaires au beurre de cacao utilisé dans la confiserie [7] et est utilisé comme un produit de base pour les médicaments traditionnels et les lotions dans les industries pharmaceutiques et cosmétiques. C'est un corps gras très riche en acide stéarique [2] et est consommé par plus de 80 millions de personnes dans les milieux ruraux [8].

Le pouvoir germinatif des graines est très court [9]. La régénération naturelle des jeunes plants est très lente [10]. Toutefois, les pratiques agricoles mécanisées défavorisent fortement ces populations de jeunes plants. Malheureusement les techniques de multiplications classiques utilisées telles que le bouturage et le marcottage ne lui réussissent pas le plus souvent à cause de l'enracinement difficile des boutures [11], [12]. Le greffage est rendu compliqué par le latex qui étanchéifie rapidement les vaisseaux de transpiration sur la surface des branches coupées de la plante.

La calogénèse, une technique de production de plants a été testée par [13] et [14]. A ce effet, les travaux de [14] sur la typologie de 7 génotypes de karité en relation avec leur réponse à la calogénèse ont donné des résultats encourageants. A partir des cals, [15] ont pu régénérer des explants de karité en utilisant l'AIB (acide indole butyrique), le BAP (6-benzylaminopurine) et l'ANA (acide naphthalène acétique). [16] a pu induire des explants à la calogénèse à travers des auxines et des cytokinines. Une autre étude menée par [17] a permis de régénérer des plantules sur des cals.

L'objectif général de ce travail est d'étudier la calogénèse de karité (*Vitellaria paradoxa*) à partir des explants foliaires des jeunes plants de karité.

2 MATÉRIEL ET MÉTHODES

2.1 MATÉRIEL

2.1.1 MILIEU PHYSIQUE

Les travaux de labo ont été faits à l'Institut Polytechnique Rural de Formation et de Recherche Appliquée de Katibougou (IPR/IFRA). Les plants de trois provenances (Katibougou, Dio-gare et Siby) ont été choisis. Ces sites sont situés respectivement à 3,5km, 75km et 110km de la ville de Koulikoro. Les coordonnées des provenances ont été fournies par le GPS-MAP-64S-GARMIN (Tableau1).

Tableau 1. Coordonnées des villages de collecte

Pays	Région	Villages	Coordonnées géographiques
Mali	Koulikoro	Katibougou	12°54'14'' latitude N 7°32'38'' longitude O 326 m altitude
		Siby	12°21'43'' latitude N 8°20'0'' longitude O 826m altitude
		Dio-gare	Latitude 12°48'50,001''N Longitude 8°15'03,0''O Altitude 420 m

2.1.2 MATÉRIEL VÉGÉTAL

Le matériel végétal utilisé était constitué de jeunes feuilles de karité. Elles ont d'abord été débarrassées de leur limbe foliaire en ne laissant que les nervures principales. Ces nervures sont ensuite découpées en explants de 3-5cm de longueur (Figure 1).



Fig. 1. Explants de karité

2.2 MÉTHODES

2.2.1 DÉSINFECTION DES EXPLANTS

La désinfection des explants a lieu sous une hotte à flux laminaire (Luminar flow). Elle a été faite suivant trois tests de désinfection. La hotte est d'abord allumée et mise sous UV pendant 5min avant d'être nettoyée et préparée pour la suite des travaux. Trois tests ont été utilisés (tableau 2). Le nombre boutures pour chaque test de désinfection était limité à 40.

Tableau 2. Protocole de désinfection

Tests	Produits utilisés	Concentrations des produits	Temps de trempage	Nombre d'explants
T1	Ethanol	70°C	30s	40
	Eau de javel	0,5°chl	15min	
T2	Ethanol	70°C	30s	40
	Eau de javel	0,5°chl	15min	
	Amuchina 5%	0,5°	15min	
T3	Ethanol	70°C	30 s	40
	Eau de javel	0,5°chl	15 min	
	Amuchina 5%	0,5%	15 min	
	Mercure	0,1%	15 min	
Rinçage à l'eau distillée stérile 3 fois				

2.2.2 INITIATION DES EXPLANTS ET DE PRODUCTION DE CALS

Le milieu de Murashige et Skoog (MS) dilué à moitié (MS/2) en combinaison avec des auxines et des cytokinines a été utilisé pour déterminer le taux d'initiation des explants. La composition de l'ensemble de ces milieux est consignée dans le tableau 31.

Tableau 3. Composition des milieux du taux de survie des explants et de production des cals

Milieux de culture	MS (gl ⁻¹)	2,4-D (mg ^l ⁻¹)	BAP (mg ^l ⁻¹)	Kin (mg ^l ⁻¹)	pH
M1	2,2	0,2	0	0	5,8
M2	2,2	0,4	0	0	
M3	2,2	2	0	0	
M4	2,2	2	1	0	
M5	2,2	2	1,0	1,0	

MS/2 = Murashige et Skoog dilué à moitié ; BAP= 6-Benzyl-amino-purine ; Kin= kinétine;
2,4-D = acide 2,4-dichlorophénoxyacétique.

2.2.3 MILIEUX D'EXPRESSION DES CALS

Sur ces milieux, le comportement des cals sera déterminé en condition de photopériodisme et en obscurité continue (poids, croissance radiale, aspect et couleur). Le milieu de base a été celui de Murashige et Skoog dilué à moitié auquel des doses d'auxines et cytokinines sont ajoutées (Tableau 4). En fonction des milieux et des provenances les cals seront pesés à la balance électronique de précision (Mxx-123-0,001g). Les mesures de diamètre seront faites avec un pied à coulisse.

Tableau 4. Composition de milieux d'expression des cals

N° milieu	MS (gl ⁻¹)	2,4-D (mg ^l ⁻¹)	BAP (mg ^l ⁻¹)	AIA (mg ^l ⁻¹)	TDZ (mg ^l ⁻¹)	Zéa (mg ^l ⁻¹)	AG3 (mg ^l ⁻¹)	pH
M1	2,2	0,1	0,1	0	0	0	0	5,8
M2	2,2	0	0	0,5	0,1	0	0	
M3	2,2	0	0	0	0,5	0	0	
M4	2,2	0	1	0	0,09	0,05	0,3	
M5	2,2	0	0	0	0,15	0,03	0	

TDZ = Thidiazuron, AIA = acide indole acétique; Zéa=Zéatine, AG3 = acide gibbérellique,
2,4-D = acide 2,4-dichlorophénoxyacétique, BAP = 6-benzylaminopurine.

2.2.4 MILIEUX DE RÉGÉNÉRATION DES CALS

Les cals formés seront transférés sur des milieux de régénération. Ces milieux sont enrichis en BAP (6-benzylaminopurine). Les cals ainsi formés vont pouvoir s'exprimer sous l'effet du 6-benzylaminopurine. Le milieu de base est celui de Murashige et Skoog dont les macroéléments sont réduits de moitié et la quantité de sucre sera doublée. Le tableau 5 donne la composition de milieux de régénération des cals.

Tableau 5. Composition de milieu de régénération des cals

N° de milieux	MS (g/l)	Myo-inositol (mg/l)	Sucrose (g/l)	BAP (mg/l)	Gelrite (g/l)	pH
M1	2,2	100	60	1	2	5,8
M2	2,2	100	60	2	2	
M3	2,2	100	60	3	2	
M4	2,2	100	60	4	2	

MS=Murashige et Skoog dilué, BAP = 6-benzylaminopurine.

2.2.5 DISPOSITIF EXPÉRIMENTAL

Le dispositif expérimental adopté a été la randomisation totale à quatre répétitions. Deux facteurs ont été étudiés (le milieu de culture et la provenance des explants). Les paramètres observés ont concerné la contamination, le taux de survie des explants, le taux d'induction des cals, l'expression des cals (croissance radiale, poids, et états des cals dans les conditions de culture de 16h/8) de lumière et d'obscurité continue), la régénération des cals.

2.2.6 MÉTHODE D'ANALYSE

Les données collectées ont été analysées au logiciel STATITCF. La comparaison des moyennes a été faite à l'aide de test de Newman et Keuls au seuil de 5%. Excel a été utilisé pour la représentation graphique des moyennes.

3 RÉSULTATS

3.1 TAUX DE CONTAMINATION DES EXPLANTS

Les résultats ont montré que le test T3 a été efficace avec un taux de contamination plus faible (2,5%) par rapport aux deux autres tests de désinfection qui ont enregistré respectivement 10% d'explants contaminés (Figure2).

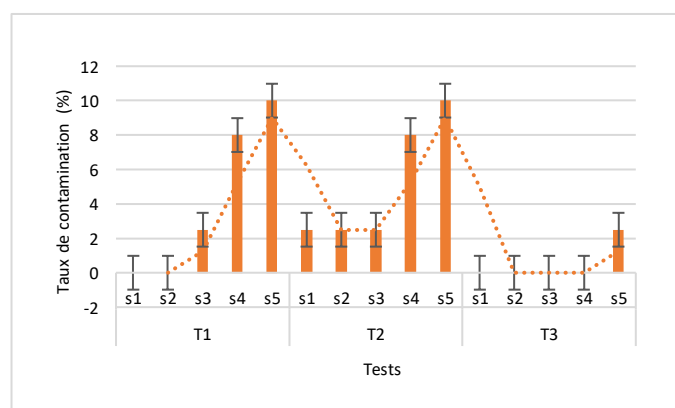


Fig. 2. Taux de contamination des explants T = test, S= semaine

3.2 TAUX D'EXPLANTS INITIÉS

L'analyse n'a pas montré de différence significative entre les milieux de culture par rapport à l'initiation ($P=0,0934$, Figure 3). Cependant tous les explants ont été initiés à plus de 60%.

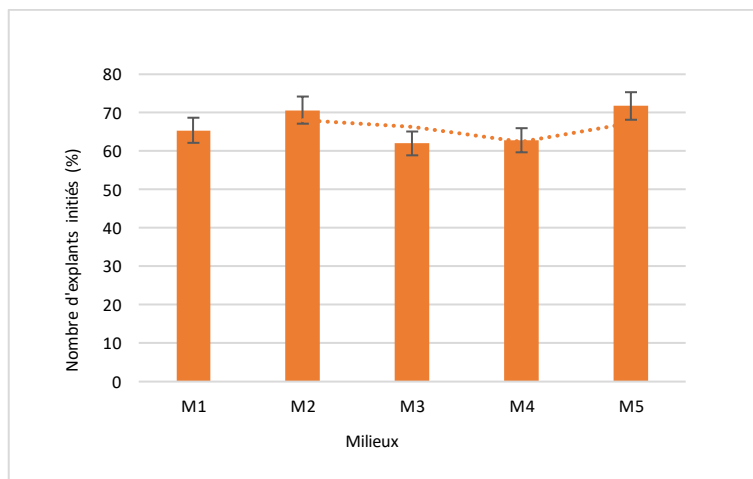


Fig. 3. Effets de milieux sur le taux d'explants initiés

3.3 EFFETS DE LA PROVENANCE SUR LE NOMBRE D'EXPLANTS INITIÉS

Par rapport à la provenance, une différence hautement significative ($P=0,0000$) a été observée avec un taux de 75,35% d'explants survécus pour la provenance de Siby et un minimum de 56,15% d'explants pour la provenance de Katibougou (Figure4).

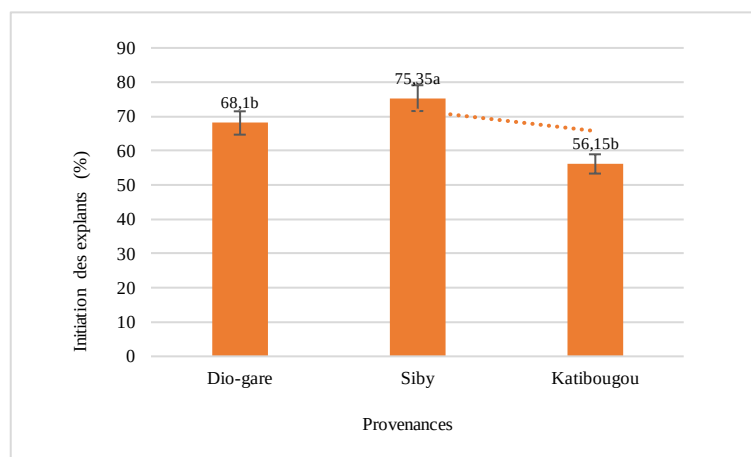


Fig. 4. Effets de la provenance sur le taux de survie des explants

3.4 EFFETS DE MILIEU DE CULTURE ET DE LA PROVENANCE SUR L'INDUCTION DE CALS.

A cette phase de culture (photopériodisme), l'analyse a montré une différence très hautement significative entre les milieux de culture ($P=0,0000$). Le milieu M4 (MS/2+2,4-D (2mg l^{-1}) +BAP (1mg l^{-1}) +Kin (1mg l^{-1}) a été le meilleur milieu d'induction de cals avec un taux de 68% et le milieu M1 (MS/2+2,4-D ($0,2\text{ mg l}^{-1}$) a été moins favorable à la formation des cals avec 40,75% (Tableau 6).

Quant aux provenances, l'analyse a révélé une différence non significative ($P=0,9557$), (Figure 5).

Tableau 6. Moyennes et groupes homogènes du taux de cals formés

Milieus de culture	Moyennes obtenues	Groupes homogènes	Probabilité	Condition de culture
M4	68	a	0,0000	Photopériodisme
M5	66	a		
M3	59,83	a		
M2	45,75	b		
M1	40,75	b		

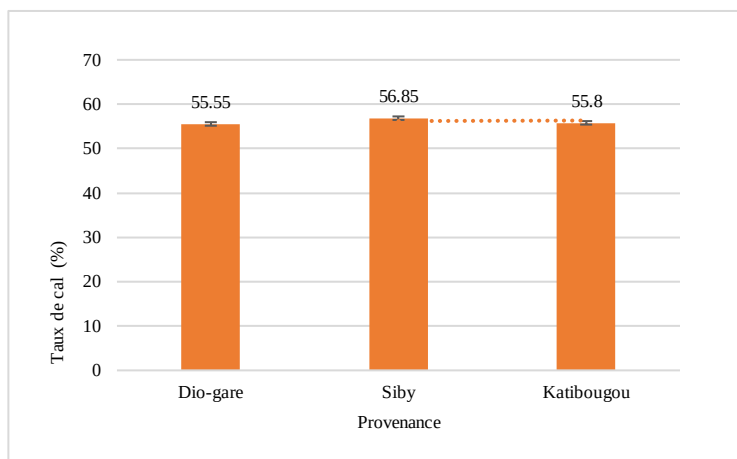


Fig. 5. Effets de provenance sur l'induction de cals des explants de nervure

3.5 EFFETS DE MILIEU ET DE LA PROVENANCE SUR LE POIDS MOYEN DES CALS FORMÉS

L'analyse de variance du poids moyen des cals sur les différents milieux a donné une différence hautement significative ($P=0,0220$), (Tableau 7). Les cals ont donné plus de poids sur le milieu M3: MS/2+2,4-D (2mg l^{-1}) +BAP (1mg l^{-1}). Le milieu M1: MS/2+2,4-D ($0,2\text{mg l}^{-1}$) a donné un poids inférieur à 1g. La comparaison des moyennes du test de Newman et Keuls au seuil de 5% a permis d'identifier trois groupes homogènes.

Par rapport à la provenance, l'analyse de variance a relevé une différence non significative ($P=0,6272$).

Tableau 7. Poids moyen des cals en fonction des milieux de culture

Milieus de culture	Poids moyens(g)	Groupes homogènes	Probabilité	Condition de culture
M3	1,54	a	0,0220	Photopériodisme
M4	1,41	a		
M5	1,24	ab		
M2	1,06	ab		
M1	0,71	b		

3.6 TAUX DE SURVIE DES CALS SUR LES MILIEUX D'EXPRESSION

Les cals obtenus ont été transférés sur les milieux d'expression. Le taux de survie a été déterminé après les observations. L'analyse du nombre de cals sains sur les différents milieux a donné une différence hautement significative ($P=0,0119$, Tableau 3). Les milieux M2: MS/2+TDZ ($0,1\text{mg l}^{-1}$) +AIA ($0,5\text{mg l}^{-1}$) et le milieu M3: MS/2+2,4-D (2mg l^{-1}) +BAP (1mg l^{-1}) ont été les meilleurs milieux avec un taux de 3,25% chacun. Le milieu moins favorable a été le M5: MS/2+TDZ ($0,15\text{mg l}^{-1}$) +Zéa ($0,03\text{mg l}^{-1}$) avec un taux de 1,25%. La comparaison au test de Newman et Keuls a permis de regrouper les milieux en trois groupes homogènes (Tableau 8).

Tableau 8. Taux de survie des cals sur les milieux de culture

Milieu de culture	Nombre de cals vivants	Groupes homogènes	Probabilité
Conditions de culture : Photopériodisme			
M2	3,25	a	0,0109
M3	3,25	a	
M1	2,50	ab	
M4	1,75	ab	
M5	1,25	b	

3.7 CROISSANCE ET POIDS DES CALS EN CONDITION D'OBSCURITÉ CONTINUE

L'analyse de variance du diamètre des cals a donné une différence hautement significative ($P=0,0018$). La croissance des cals a été favorable sur le milieu M3: MS/4+TDZ ($0,5\text{mg l}^{-1}$) (Figure 6). Les cals friables sur le milieu M4: MS+TDZ ($0,09\text{ mg l}^{-1}$) +Zéa ($0,05\text{mg l}^{-1}$) ont donné le plus petit poids par rapport aux autres milieux de culture (Figure 7). Quant au poids (Figure 8), l'analyse a révélé aussi une différence hautement significative ($P=0,0063$).

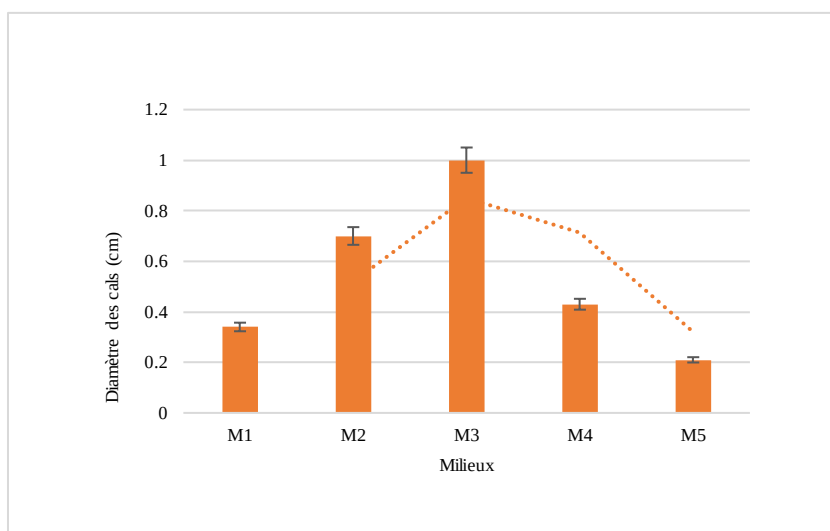


Fig. 6. Croissance radiale des cals en condition d'obscurité continue

Les moyennes des milieux ayant les mêmes lettres ne représentent pas entre elles de différences significatives au seuil de 5% du test de Newman et Keuls.

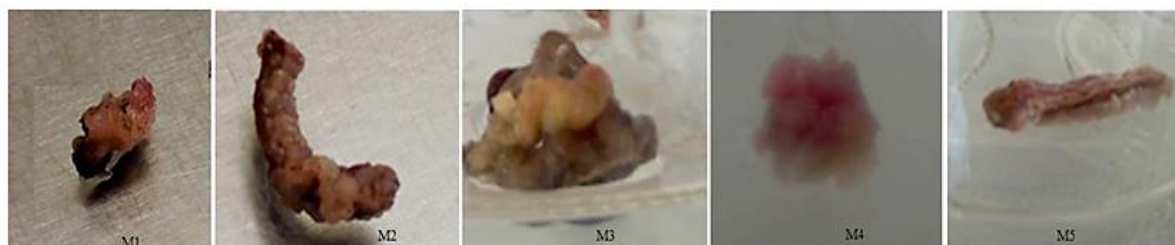


Fig. 7. Etat des cals dans l'obscurité continue

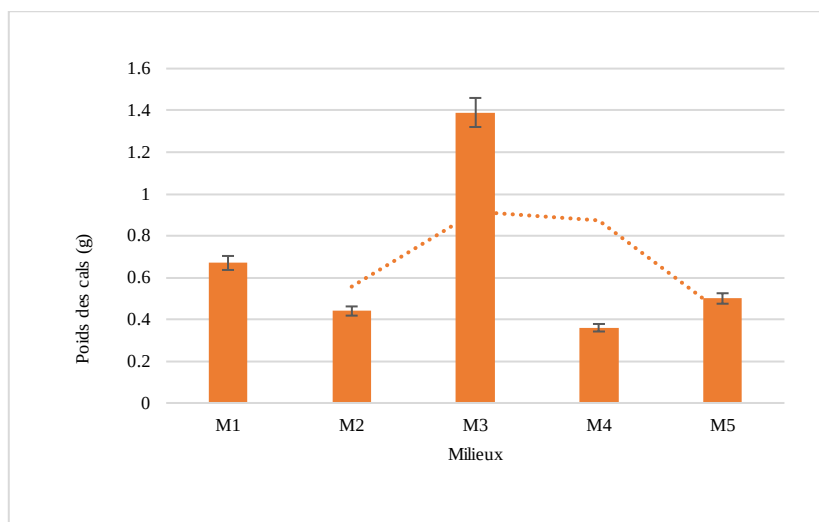


Fig. 8. Poids des cals dans l'obscurité continue

3.8 ASPECT DES CALS ET COULEUR DES CALS DANS L'OBSCURITÉ

Les cals formés sur des milieux M1: MS/2+2,4-D ($0,2 \text{ mg l}^{-1}$), M2: MS/2+TDZ ($0,1 \text{ mg l}^{-1}$) +AIA ($0,5 \text{ mg l}^{-1}$) et M3: MS/4+TDZ ($0,5 \text{ mg l}^{-1}$) ont été de couleur blanche et de nature compacte (Tableau 94), tandis que ceux formés sur les milieux M4: MS+TDZ ($0,09 \text{ mg l}^{-1}$) +Zéa ($0,05 \text{ mg l}^{-1}$) et M5: MS/2+TDZ ($0,15 \text{ mg l}^{-1}$) +Zéa ($0,03 \text{ mg l}^{-1}$) sont de couleur brunâtre et recouverts d'une couche beige de nature friable.

3.9 RÉGÉNÉRATION DES CALS ORGANOGÈNES

Les cals ont été transférés sur le milieu de maturation et mis en culture pendant 6 semaines. Deux conditions de culture ont été déterminées: le photopériodisme et obscurité continue. Les observations ont été portées sur la capacité de différenciation de chacune des conditions de culture. Après les observations, aucun des cals n'a pu régénérer en plantule entière, mais des tentatives de verdissement des cals ont été observées sur certains milieux de culture (Figure 9).



Fig. 9. Aspect des cals en obscurité

4 DISCUSSION

Toutes les combinaisons (auxines et cytokinines) ont été favorables à la survie des explants des nervures soumis à la l'induction des cals. Ainsi nous retenons que le milieu M5 (MS/2+2,4-D 2 mg l^{-1}) a eu jusqu'à 83% des explants survécus mis en culture. Ce taux est supérieur à celui de [15] qui est de 72,0% sur la même espèce (*Vitellaria. Paradoxa* CF Gaertn).

L'induction de cal de karité (*Vitellaria paradoxa*) varie en fonction du type de phytohormone et de la concentration utilisée. Le milieu M4 (MS/2+2,4-D 2 mg l^{-1} + BAP 1 mg l^{-1} + Kin 1 mg l^{-1}) a été le meilleur milieu d'induction de cal avec 68%. Ce résultat est comparable à celui de [15].

[18] ont obtenu respectivement des pourcentages de 21,4% et 32,7% avec les explants de *Cola anomala* et *Cola acuminata* cultivés dans les mêmes conditions de culture. Ces résultats sont significativement inférieurs à ceux de notre étude.

Cependant nos résultats sont inférieurs à ceux de [17] qui ont obtenu 100% d'induction des explants de nervure à la calogénèse sur des milieux (MS+2,4-D (1mg^l⁻¹) + BAP (0,5mg^l⁻¹) et MS+2,4-D (1mg^l⁻¹) +Kin (0,5mg^l⁻¹) et ceux de [13] qui ont obtenu 72,92% sur le milieu MT+2,4-D1mg^l⁻¹+BAP 0,5mg^l⁻¹.

Les milieux contenant le BAP (0,5mg^l⁻¹) +2,4-D (0,5mg^l⁻¹) a permis d'obtenir 75,2% d'explants ayant formés des cals chez *Baillonella toxisperma* et BAP (0,5mg^l⁻¹) +2,4-D (3mg^l⁻¹) chez *Vitellaria paradoxa* a permis d'obtenir jusqu'à 87,3% de cals [13]. Ces résultats sont au-dessus de la moyenne de nos meilleurs résultats obtenus sur les milieux M5 (MS/2+2,4-D2 (mg^l⁻¹) + BAP (1mg^l⁻¹) + Kin (1mg^l⁻¹) et M3 (MS/2+2,4-D (2mg^l⁻¹).

L'association d'auxines et de cytokinines implique un effet synergique sur l'organogénèse en général et la calogénèse en particulier chez les ligneux [18]. Cet effet complémentaire sur la calogénèse a déjà été démontré chez beaucoup espèces ligneuses telles que *Quercus suber* [19]; *Mangifera indica* [20], *Citrus grandis* [21]

En condition d'obscurité continue nous avons obtenu des cals de couleur blanchâtres sur des milieux M1 (MS/2 + 2,4-D 0,2 mg^l⁻¹), M2 (MS/2 + 2,4-D 0,4 mg^l⁻¹), M3 (MS/2 + 2,4-D 2mg^l⁻¹) et brunâtres à beiges sur les milieux M4 (MS/2 + 2,4-D 2 mg^l⁻¹ + BAP 1 mg^l⁻¹), M5 (MS/2 + 2,4-D 2 mg^l⁻¹ + BAP 1 mg^l⁻¹ + Kin 1 mg^l⁻¹). Ces résultats sont différents de ceux de [17] qui obtinrent des cals de couleur jaune dans les mêmes conditions.

Quant à la croissance radiale des cals, le milieu de culture M3 (MS/4 + TDZ 0,5 mg^l⁻¹) a été plus favorable à la croissance des cals (0,93cm) et le milieu de culture le moins favorable a été celui du milieu M5: MS/2+TDZ (0,15mg^l⁻¹) +Zéa (0,03mg^l⁻¹) avec 0,42 cm. Ces chiffres sont supérieurs à ceux de [15] qui ont obtenu des valeurs respectives (1,5 mm et 1,3 mm).

En condition d'obscurité continue, l'analyse de variance a montré une différence hautement significative (P<0,05). Cet aspect est comparable à celui de [17] qui, aussi obtenu une différence hautement significative dans les mêmes conditions d'incubation.

Quant au poids des cals formés, le milieu M3 (MS/4+TDZ (0,5mg^l⁻¹) a été le meilleur milieu de culture avec un poids moyen de (1,39g). Ce poids est inférieur à celui de [17] avec 3,6 g dans le milieu contenant de 2,4-D (1mg^l⁻¹) +BAP (0,5mg^l⁻¹).

5 CONCLUSION

Le meilleur test de désinfection des explants de karité (*Vitellaria paradoxa* C.F Gaertn) a été déterminé et cela en utilisant le chlorure de mercure (HgCl₂) à la concentration 0,1%; le meilleur milieu de taux de survie des explants à la calogénèse a été le milieu M5 MS/2 + 2,4-D 2 mg^l⁻¹ avec 71,75%. Les explants de la provenance de Siby ont eu le taux de survie le plus élevé avec 75,35% que les provenances de Katibougou (56,15%) et de Dio-gare (68,10%); le milieu M4 (MS/2 + 2,4-D 2 mg^l⁻¹ + BAP1mg^l⁻¹+Kin 1 mg^l⁻¹) a été le meilleur milieu d'induction de cals avec 68% des explants mis en culture; les conditions d'incubation et d'évolution des cals ont été déterminées.

6 PERSPECTIVES

Ce travail mérite d'être poursuivie jusqu'à l'obtention de plants entiers qui peuvent être transplantés en milieu réel. Ces résultats ainsi obtenus sont rassurants. Ils ouvrent une voie dans les perspectives de multiplication et de domestication de karité (*Vitellaria paradoxa*).

REFERENCES

- [1] Zomboudré, G. (2009). Caractérisation biophysique et incidence des parcs à *Vitellaria paradoxa* et *faidherbia albida* (DEL.) A chev. sur les facteurs pédoclimatiques et la productivité du maïs (Zéa mays L.) dans la zone ouest de Burkina Faso. Thèse de Doctorat unique, Ouagadougou, (Burkina Faso).
- [2] Sallé, G., Brunck, F., Boussim, I., & Raynal-Roques, A. (1991). Le karité état de nos connaissances et perspectives de recherche. In physiologie des arbres et arbustes en zones arides et semi-arides.
- [3] Boffa, J. (2015). Opportunities and challenges in the improvement of the shea (*Vitellaria paradoxa*) resource and its management. (W. A. Centre, Ed.) *Occasional paper* (24), 76.
- [4] Maïga, A. (1990). Etude sur la mortalité du karité, phase de prolongation. *Rapport final de prolongation. Sotuba, Mali, Drfh-Inrzfh*, 83.
- [5] Semega, D., & Sidibé, M. (1996). Les ressources alimentaires non conventionnelles des savanes parcs des zones semi arides et arides du Mali. *CEA Réunion Ad-Hoc du Groupe d'Experts sur l'Accroissement de la Production et l'Utilisation des*

- Ressources Alimentaires Non Conventionnelles comme Sources d'Aliments en Afrique (1996, déc 2-4: Addis Abeba, Ethiopie)*, (p. 18). Mali.
- [6] Samake, A., Bélières, J., Koné, B., & Dembélé, U. (2011). Un observatoire des exploitations agricoles du Mali: Etude de conception réalisée dans le cadre du projet PAPAM.
- [7] Masters, E. (2004). La ressource en karité: vue d'ensemble de la recherche et du développement en Afrique. *Atelier International sur le Traitement, la Valorisation et le Commerce du karité Afrique*, 13.
- [8] Naughton, C., Lovett, P. N., & Mihelcic, J. (2014, March 24-26). Overview of shea tree populations across Africa: Mapping and emissions. Powerpoint presentation at Global Shea 2014: The industry unites, Abidjan, Côte d'Ivoire. Abidjan, Côte d'Ivoire.
- [9] Sanou, H; Lamien, N. (2011). *Vitellaria paradoxa* (karité): Conservation et utilisation durable des ressources génétiques des espèces ligneuses alimentaires prioritaires de l'Afrique subsaharienne. *Bioversity International*, 12.
- [10] Raebild, A., Hansen, U. B., & Kambou, S. (2012). Regeneration of *Vitellaria paradoxa* and *Parkia biglobosa* in a parkland in Southern. *Agroforestry Systems*, 85, 443–453.
- [11] Duhoux, E. (1988). Organogénèse et multiplication végétative des arbres: In Zryd J. P.: Culture des cellules, tissus et organes végétaux. Fondement théoriques et utilisations pratiques. Lausanne, Suisse: Presses Polytechniques Romandes.
- [12] Santos, D., & Silveira, C. (1994). Bouturage et microbouturage de *Fraxinus excelsior* L., aspects morphogénétique et cytophysiologique. Thèse de doctorat, Université de Paris, Paris IV (France).
- [13] Fosto, S., Ndoumou, D. O., & Néhémie, D. T. (2008). Comparaison des premières étapes de l'embryogenèse somatique chez *Baillonella toxisperma* et *Vitellaria paradoxa* (Sapotacées). *Biotechnol Agron Soc Environ*, 12 (2), 131-138.
- [14] Issali, A., Nafan, D., Evariste Angelo, N., Traoré, A., Modeste Kan, K., Adiko, A., & Sangaré, A. (2013, Février). Typology of seven *vitellaria paradoxa* genotype in relation to their response to callogenesis. *International Journal of Application or Innovation in Engineering and Management (IJAEM)*, 2 (2), 162-169.
- [15] Lovett, P., & Haq, N. (2013). Progress in developing in vitro systems for shea tree (*Vitellaria paradoxa* C.F. Gaertn), propagation. *Forests, Trees and Livelihoods*, 22 (1), 60-69.
- [16] Kheloufi, A. (2006). A«Induction à la callogenèse chez quelques variétés de pis chiche (*cicer aeritinum* L.), ». Magister, Université, Oran-es senia.
- [17] Benyahia, H., Ouïam, C., Dambier, D., & Yann, F. (2012). Mise au point des conditions de callogenèse, caulogenèse et rhizogenèse chez les porte-greffes d'agrumes à partir de d'épicyote: cas du citrange Troyer. *Journal of Applied Biosciences*, 60, 4375-4387.
- [18] Fosto, O., & Mbouna, D. (2002). Comparaison de l'aptitude à la régénération in vitro de deux kolatiers (*Cola anomala* et *Cola accuminata*). *Cah Agric*, 11, 355-360.
- [19] Noronha, C., & Martin-Laução, M. (1992). Influence of growth regulators on shoot proliferation in *Quercus suber* L. *Ann bot*, 70, 513-536.
- [20] Litz, R., Hendrix, R., Moon, P., & Chavez, V. (1998). Induction of embryogenic Mango cultures as affected by genotype explanting, 2,4-D and embryogenic nurse culture. *Plant Cell Tissue Organ Cult.*, 53, 13-18.
- [21] Huang, T., Peng, S., Dong, G., Zhang, L., & Li, G. (2002). Plant regeneration from leaf-derived callus in *Citrus grandis* (Pummelo): effects of auxins in callus induction medium.,. *Plant Cell Tissue Organ Cult*, 69, 141-146.