

Effets de traitements herbicides sur *Rhamphicarpa fistulosa* (Hochst.) Benth. Une plante parasite facultative

Ouédraogo O¹, Kaboré I², Kaboré T. D³, Boussim I. J⁴

¹ Ouédraogo Oumar, Institut de l'Environnement et de Recherches Agricole/ Centre de Recherche Environnementales, Agricoles et de Formation de Kamboinsé, 01 BP 476 Ouagadougou01, Burkina Faso ; E-mail : oumaoued@gmail.com ; Tel +226 70260763

² Kaboré Issa, Ministère de l'Agriculture et des Aménagements Hydrauliques BP 22 Réo, Burkina Faso.

³ Kaboré Tégawendé Désiré Jean d'Avila, Institut de l'Environnement et de Recherches Agricole/ Centre de Recherche Environnementales, Agricoles et de Formation de Kamboinsé, Burkina Faso.

⁴ Boussim Issaka Joseph, Université Ouaga I, Pr Joseph Ki-Zerbo, 03 BP 7021 Ouagadougou 03, Burkina Faso ; E-mail : ijboussim@gmail.com; Tel +226 70265755.

Original submitted in on 1st November 2017. Published online at www.m.elewa.org on 30th November 2017
<https://dx.doi.org/10.4314/jab.v119i1.13>

RÉSUMÉ

Objectif : La dispersion et le maintien des mauvaises herbes annuelles dépendent de la production de leurs semences et de leur dissémination. *Rhamphicarpa fistulosa*, une plante parasite facultative n'échappe pas à cette règle. La lutte chimique, entre autres est préconisée. L'objectif étant d'optimiser les traitements en déterminant les meilleures périodes ainsi que les meilleures conditions d'application des herbicides. **Méthodologie et résultats :** L'expérimentation a été réalisée au Burkina Faso avec les herbicides : acide 2,4-D sous sa forme amine et Rilof. Une étude cytologique des graines du parasite soumises à des traitements herbicides couplée à l'étude embryologique du parasite est effectuée. Les capsules de *Rhamphicarpa* possèdent un tégument peu coriace avec quelques poly embryons. Deux traitements au 2,4D à la dose de 360 g m.a. ha⁻¹ donnent les meilleurs résultats. Le Rilof détruit les graines et embryons contenus dans les capsules à un niveau moindre que le 2, 4-D ; il élimine les plants de *Rhamphicarpa* de 78 % à 92 % comparativement au 2.4-D qui est à 100%. En général le succès d'un traitement herbicide dépend largement du moment d'application de l'herbicide : - destruction des nouveaux plants de *Rhamphicarpa* émergés depuis le premier traitement et qui sont encore à l'état végétatif ou en tout début de floraison ; - empêcher la floraison de nouveaux axes florifères mis en place par les bourgeons axillaires du reste des tiges de *Rhamphicarpa* encore vivantes après le premier traitement. Cette étude a permis de recueillir un grand nombre de données ayant un impact agronomique, ce qui permet ainsi de minimiser la pollution des produits chimiques et de diminuer la quantité de graines produites et à terme, aboutir à une diminution du stock de graines dans le sol.

Conclusion et application des résultats : L'approche chimique doit être retenue comme une des composantes de la lutte intégrée recherchée pour contenir ce type de parasite dans des limites acceptables.

Mots-clés : lutte chimique, *Rhamphicarpa fistulosa*, efficacité, cytologie, graines, embryons.

ABSTRACT

Effects of chemical treatments on *Rhamphicarpa fistulosa* (Hochst.) Benth.

Objective: The dispersal and maintenance of annual weeds depend on the production and dissemination of their seeds. *Rhamphicarpa fistulosa* does not escape this rule. Chemical control is, among others, recommended. The objective is to optimize the treatments by determining the best periods and the best conditions for application of herbicides.

Methodology and results: The experiment was carried out in Burkina Faso with herbicides: 2,4-D acid in its amine form and Rilof. A cytological study of the parasite seeds subjected to herbicidal treatments coupled with the embryological study of the parasite is carried out. *Rhamphicarpa* capsules have a slightly tough seed coat with some poly embryos. Two treatments of 2,4D at the dose of 360 g a. i. ha⁻¹ gave better results. The Rilof destroys the seeds and embryos contained in the capsules to a level lower than 2,4-D; it eliminates *Rhamphicarpa* plants from 78% to 92% compared to 2,4-D which is 100%. In general, the success of a herbicide treatment depends largely on the time of application of the herbicide: - destruction of new *Rhamphicarpa* plants emerging from the first treatment and still in the vegetative state or at the beginning of flowering; - to prevent the flowering of new flowering axes established by the axillary buds of the rest of the stems of *Rhamphicarpa* still alive after the first treatment. This study resulted in a large amount of data having an agronomic impact, thus minimizing pollution of chemicals and decreasing the amount of seed produced and ultimately resulting in a decrease in the seed stock in the soil.

Conclusion and application of the results: The chemical approach should be retained as one of the components of integrated pest management to contain this type of parasite within acceptable limits.

Key word: chemical control, *Rhamphicarpa fistulosa*, efficacy, cytology, seeds, embryos.

INTRODUCTION

Rhamphicarpa fistulosa (Orobanchaceae) est une plante parasite facultative (Bouriquet ; 1933; Kuijt, 1969 ; Cissé *et al.*, 1996 ; Ouédraogo *et al.*, 1999). Elle est présente dans toute l'Afrique tropicale et australe, ainsi qu'à Madagascar. Kuijt (1969) signale sa présence sur sorgho et maïs à Madagascar, Sallé *et al.* (1992, 1993) L'ont recensé sur riz, mil et sorgho au Burkina Faso et au Mali tandis que Hoffmann (1994) l'a observée sur sorgho à Koulikoro (Mali). Ceci se rapportant essentiellement sur l'écologie. D'autres informations sur la biologie ont été données aussi par Ouédraogo *et al.* (1999), Jones *et al.* 1994, Kabiri *et al.* (2015). La capacité de production de graines des phanérogames parasite est énorme. Les fruits de *Rhamphicarpa fistulosa* contiennent 100 à 250 petites graines brun foncé (Ouédraogo, 1995 ; Ouédraogo *et al.*, 1999, Gbèhounou et Assigbé, 2003). Dans la flore adventice du riz, le *Rhamphicarpa fistulosa* est désormais compté. Il occasionne d'importants dégâts importants (Dembélé *et al.*, 1994 ; Cissé *et al.*, 1996; Ouédraogo *et al.*, 1999 ; Zossou, 2008 ; Kayeké *et al.*, 2010, Hounbedji *et al.*, 2013, Traoré, 2014,

Rodenburg *et al.*, 2014) Les dégâts en riziculture se situent entre 40 à 100% (Pflug, 2013) par conséquent il doit bénéficier de plus de regard. Les dégâts en riziculture se situent entre 40 à 100% (Plug, 2013), *Rhamphicarpa fistulosa* doit bénéficier plus d'attention. On sait que la dispersion et le maintien des mauvaises herbes annuelles dépendent de la production de leurs semences et de leur dissémination (Zimdahl, 2007). L'option de stratégies de gestion des mauvaises herbes, notamment celles destinées à réduire les infestations à venir, devrait viser à éviter la production de semences et leur dispersion (Johnson, 1997). Ceci doit se faire en détruisant les mauvaises herbes avant leur floraison. La méthode de lutte chimique (herbicides) a été préconisée dans ce document. Les travaux de Paré (1993), Ouédraogo (1995) ayant montré l'importance d'une meilleure connaissance de l'embryologie de la plante à détruire chimiquement *Striga hermonthica* et *Striga aspera* pour optimiser le traitement chimique. Il a été entrepris, au préalable, une étude embryologique du *R. fistulosa*. A partir des données obtenues, en

couplant une étude cytologique des graines de *R. fistulosa* soumises à des traitements par l'acide 2,4-dichlorophénoxyacétique (2,4-D) sous sa forme amine et le Piperphos (Rilof S-395-EC). La sensibilité de *R. fistulosa* face au traitement

herbicide est établie. Les résultats obtenus peuvent être proposés dans le cadre d'une lutte intégrée qui est la seule approche susceptible de diminuer la pression exercée par ce parasite dans le riz.

MATÉRIEL ET MÉTHODES

Dispositif expérimental : L'expérimentation a pour but de préciser l'efficacité de deux herbicides sur le développement de la plante parasite. Les critères retenus sont : la résistance des plants de *Rhamphicarpa* aux différents traitements par l'herbicide et leurs capacités de production de graines viables en passant par une étude cytologique des embryons. Un essai a été implanté en 2013 dans une parcelle de riz à Yako, longitude -2.266670, latitude 12.950000 (Burkina Faso) suivant un dispositif en bloc aléatoire.

Les traitements sont les suivants :

- T 1 - témoin sans application d'herbicide
- T 2 - 2,4 D 360 g m.a. ha⁻¹ répétée 2 fois à 7 jours d'intervalle
- T 3 - 2,4-D 820 g m.a. ha⁻¹ en une seule application réalisée au même moment que la 1^{ère} application de T2
- T 4 - Piperphos (Rilof 500) 500 g m.a. ha⁻¹ = 4 l /ha répétée 2 fois à 7 jours d'intervalle
- T 5 – Piperphos (Rilof 500) 500 g m.a. ha⁻¹ = 8 l / ha en une seule application réalisée au même moment que la 1^{ère} application de T2

Les parcelles élémentaires mesurent chacune 2m x 5m = 10 m².

Le riz est semé en lignes espacées de 25 cm et avec 25 cm entre les poquets. La parcelle d'essai est labourée à la charrue avant le semis, l'engrais N-P-K (100 kg h⁻¹) est épandu lors du semis tandis que l'urée (50 kg ha⁻¹) est épandue lors du deuxième sarclage (50 jours après le semis). L'application du 2,4-D et du Rilof 500 est réalisée deux semaines après l'apparition du *Rhamphicarpa* pour tous les traitements et une semaine après le premier traitement pour les seconds traitements du 2,4-D à 360 g m.a. ha⁻¹ (1 l / ha) Rilof 500, 500 g m.a. ha⁻¹, 4 l /ha. Les doses des traitements T2 et T3 ont été retenues selon les travaux de Ouédraogo, (1995) et de Paré *et al.*, (1997) qui avaient obtenus de bons résultats sur *Striga hermonthica*. Les doses recommandées sont de 2 l / ha pour le 2,4-D et 8 l / ha pour le Rilof. Dans chaque parcelle élémentaire, 2 carrés de sondage de 0,5m x 0,5m sont implantés au hasard pour toute la durée de l'expérimentation. Une

estimation de la densité du *Rhamphicarpa* y est faite chaque semaine par comptage du nombre de plants vivants. Chaque semaine 5 plants de *Rhamphicarpa* sont récoltés. Les capsules de ces plants fixés dans du FAA (formol, éthanol 70°, acide acétique V/V/V ; 6/90/4) afin de réaliser ultérieurement une étude cytologique.

Préparation du matériel végétal et observations au laboratoire

Préparation des échantillons pour la microscopie électronique à balayage (MEB) : Les graines sèches de *R. fistulosa* sont traitées par le CO₂ jusqu'au point critique puis déposées sur des portoirs recouverts d'un ruban adhésif double face. Elles sont ensuite métallisées à l'or pour être enfin observées au microscope électronique à balayage (Philips 505). Les observations au laboratoire concernent essentiellement l'étude de la graine et de l'embryon de *R. fistulosa*. Une fois fixé, le matériel végétal (inflorescences entières et capsules) est traité selon la méthodologie suivante.

Inclusion : Après lavage, les échantillons séjournent dans des bains d'alcool de degré croissant, jusqu'à l'alcool absolu, puis dans des mélanges alcool-xylène (1/4, 1/2, 3/4) et enfin dans le xylène pur. Le temps de séjour dans les liquides alcooliques déshydratants est de six jours (6jrs). Après cette étape, les échantillons sont immergés dans des mélanges xylène-paraffine à chaud (54-56°C) avec des proportions croissantes de paraffine (1/4, 1/2, 3/4). Le xylène est ensuite évaporé et les échantillons subissent l'imprégnation par la paraffine au cours de trois bains successifs de paraffine pure (Prolabo-cytoparaffine microcolor).

Coupes : Cette partie étant très importante pour l'étude proposée, la technique de coupe établie par Paré (1993) est adoptée.

Observation : Les coupes montées sont observées et triées au microscope photonique. Les observations sont réalisées sur un grand nombre de coupes afin de répondre aux exigences statistiques d'une étude embryologique fine. Les prises de vues sont effectuées à l'aide d'un photo microscope Nikon.

RÉSULTATS

La graine : Les graines de *R. fistulosa* sont de couleur brun foncé (Fig. 1) et mesurent en moyenne 550µm de longueur. Leur forme est ovale et plus étroite du côté du micropyle. Elles sont recouvertes d'un tégument peu coriace présentant une ornementation réticulée



Fig. 1 : Graine de *Rhamphicarpa fistulosa* : forme

constituée de mailles très larges (Figs 1 et 2) dont les crêtes ne présentent aucune ornementation. Quand la graine est imbibée d'eau, le tégument est transparent et l'on peut alors observer sous la loupe binoculaire l'albumen de couleur blanche.



Fig. 2 : Aspect de la graine de *Rhamphicarpa fistulosa*, ornementation réticulée

Embryons de plants de *R. fistulosa* Témoin (T1) :

L'observation des embryons du témoin T1 au microscope Fig. 3a et Fig. 3b a permis de retrouver chez le *R. fistulosa* les principaux caractères de

l'embryogénie des *Striga* : stabilité du développement de l'embryon; différenciation précoce des initiales ; mise en place rapide des feuilletts histogènes et homogénéité des tissus; rapidité du développement de l'embryon.



Fig. 3a : Section de capsule de *R. fistulosa* contenant des graines et embryons

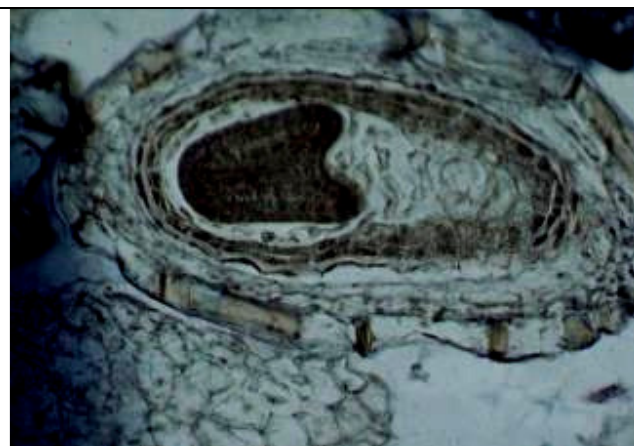


Fig. 3b : Embryon de *R. fistulosa* au stade maturité de la graine

Outre ces caractères observés, la Fig. 4 présente quelques graines avec deux embryons ce qui est contraire chez *S. hermonthica* et *S. aspera* (Paré,

1993 ; Ouédraogo, 1995). *Rhamphicarpa* possède ainsi des graines avec deux embryons comme *Euphorbia helioscopia* , (Augustin, 1827).

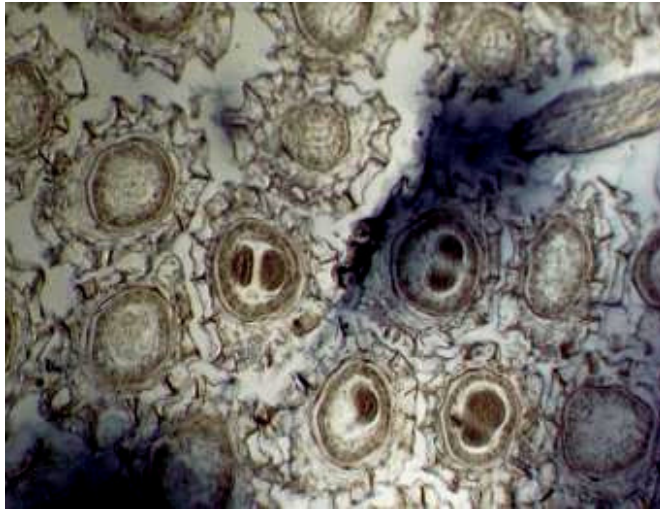


Fig. 4 : Section de capsule de *R. fistulosa* contenant deux embryons

Traitement par le 2,4-D 360 g m.a. ha⁻¹ = 1 l/ha, 2 applications (T2) : Sept jours après le premier traitement, toutes les jeunes capsules sont entièrement grillées. L'observation de sections de capsules touchées par le produit révèle une réaction du tégument qui se traduit par la destruction de la membrane nourricière de la capsule et de la dislocation

des graines (Fig.5a). Elle diffère de celle observée chez *S. hermonthica* qui se traduit par la formation de trous dans le tégument ou de lyse des cellules de l'assise tégumentaire. Sept jours après le 2^{ème} traitement, soit 14 jours après le premier, on constate que les graines se sont détachées les unes des autres avec des embryons qui sont détruits (Fig.5b).



Fig. 5a : Une semaine après le traitement (G X 60)



Fig. 5b : Deux semaines après le traitement (G X 60)

Fig. 5 : Capsules et embryons de plants de *R. fistulosa* traités par deux applications de 2,4-D, 360 g m.a. ha⁻¹

Le suivi de l'évolution des plants de *Rhamphicarpa* 14 jours après le premier traitement herbicide révèle une

destruction totale des plants, la densité est nulle (Fig.6).

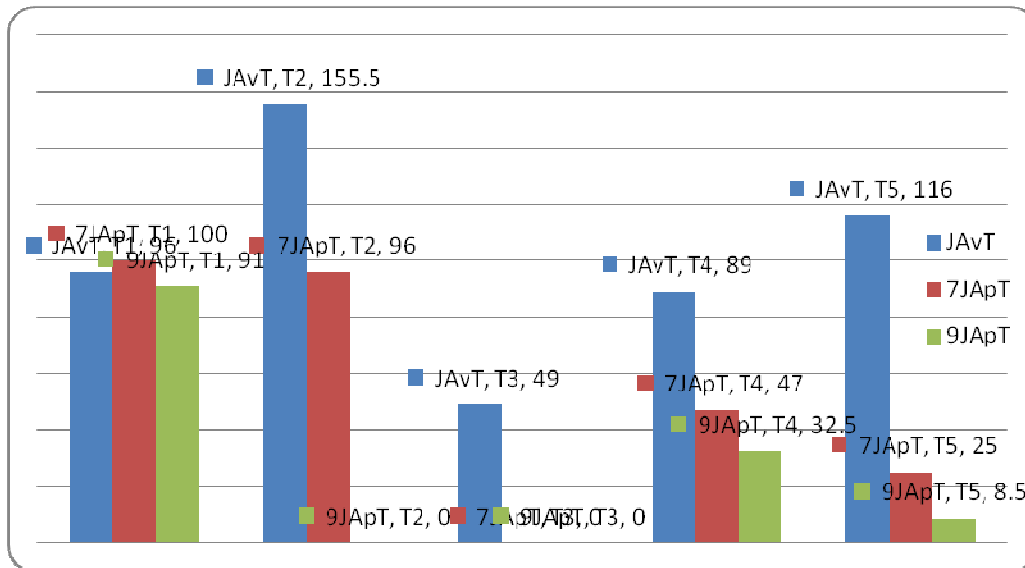


Fig.6 : Densité de *R.fistulosa* /0,25m²

JAvT : Jour avant traitement, 7JApT : 7 jours après traitement, 14JApT : 14 jours après traitement

Traitement par le 2,4 - D 820 g m.a. ha-1 = 2 l / ha 1 application (T3) : Sept jours après le traitement unique par le 2,4-D, l'observation des coupes cytologiques montre des graines normales avec des embryons

normaux (Fig. 7a) ou des graines complètement détruites (Fig. 7b) présentant quelques embryons d'aspect normal.



Fig. 7a et 7b : Capsules et embryons de plants de *R. fistulosa* une semaine après le traitement (G X 60)

Deux semaines après le traitement, l'herbicide poursuit son action (Fig. 8a et 8b) on remarque sur les coupes des capsules qu'il y a plus de graines avec des embryons détruits. La densité de *Rhamphicarpa* est

zéro 7 jours après le traitement unique du 2,4-D (Fig. 6). La dose unique de 2,4-D 820 g m.a. ha-1 en une seule application a agi fortement sur les plants en les détruisant totalement.

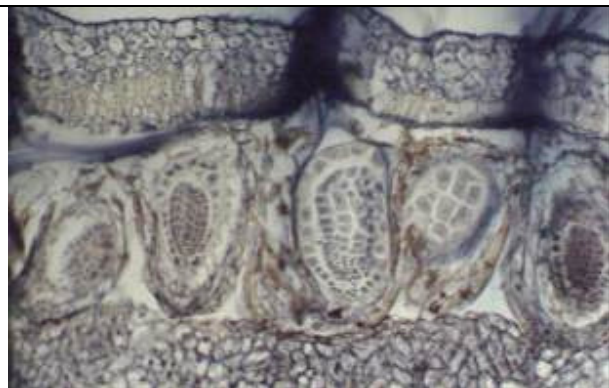


Fig. 8a : Capsules et embryons de plants de *R. fistulosa* deux semaines après le traitement (G X 60)



Fig. 8b : Capsules et embryons de plants de *R. fistulosa* deux semaines après le traitement (G X 60)

Traitement par le Rilof 500, 4 l /ha 2 applications (T4) : L'action de l'herbicide 7 jours après application est plus ou moins perceptible (Fig. 9). On observe une destruction partielle de la membrane nourricière

centrale : présence de deux trous qui seraient provoqués par deux gouttelettes du produit et autour on observe de nombreuses graines sans embryon.



Fig. 9 : Capsules et embryons de plants de *R. fistulosa* une semaine après traitement (G X 60)

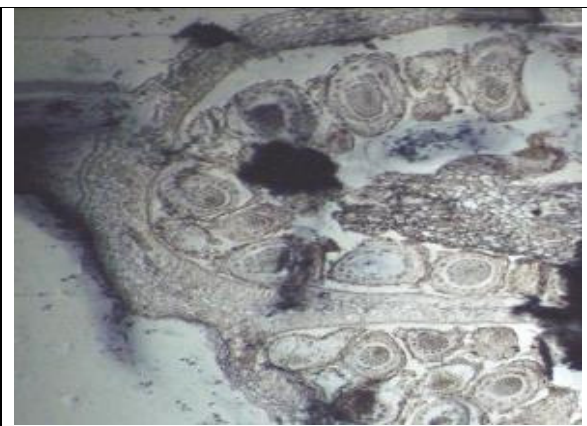


Fig. 10 : Capsules et embryons de plants de *R. fistulosa* deux semaines après traitement (G X 60)

L'activité destructrice des graines s'est poursuivie 7 jours après le deuxième traitement. Les graines situées dans la partie inférieure de la capsule (pédoncule) ont été touchées et on observe une destruction de l'albumen et de l'embryon (Fig. 10). Les densités de *Rhamphicarpa* (Fig. 6) quant à elles ont subi des baisses à partir de 7 jours après traitement jusqu'à 7 jours après le deuxième traitement. Les baisses de densités sont respectivement de 47% à 63 %. Les observations portées sur les plantes deux semaines

après traitement révèlent que la majeure partie des plants nécrosés sous l'effet de l'herbicide bourgeonnent pour donner de nouveaux rameaux capables de fructifier à leur tour.

Traitement par le Rilof 500, 8 l /ha 1 application (T5) : Sept jours après le traitement unique par le Rilof à la dose élevée, l'observation cytologique des capsules montre des capsules et des graines partiellement détruites présentant quelques embryons d'aspect normal (Fig.11).



Fig. 11 : Capsule et embryons de plants de *R. fistulosa* une semaine après traitement (G X 60)

Deux semaines après traitement, l'herbicide a poursuivi son action (Fig. 12) mais on remarque sur les coupes de capsules qu'il y a plus de graines et d'embryons d'aspect normal. Les densités de *Rhamphicarpa* ont

enregistré des baisses 7 et 14 jours après traitement (Fig. 6). Elles sont respectivement de 78 % à 92 %. On remarque aussi qu'un certain nombre de plants (1/5) ont donné de nouveau bourgeons.



Fig. 12 : Capsule et embryons de plants de *R. fistulosa* deux semaines après traitement (G X 60)

DISCUSSION

L'observation de préparations cytologiques de capsules contenant des graines de *R. fistulosa* a permis de suivre le développement des embryons et des plants avant et après les traitements herbicides. Le double traitement de l'herbicide 2,4-D à la dose de 360 g m.a. ha⁻¹ et la dose unique de 820 g m.a. ha⁻¹ se sont révélés efficaces. Le double traitement à dose faible donne des résultats plus spectaculaires que le traitement à forte dose unique. Aux mêmes doses et dans les mêmes conditions de traitements, *R. fistulosa* est plus sensible que *S. hermonthica* et *S. aspera* qui présente une destruction partielle des graines (Paré,

1993 ; Ouédraogo 1995). Rilof 500 aux doses de 4 l/ha 2 applications et 8 l / ha 1 application n'élimine pas toutes les capsules et graines de *R. fistulosa* contrairement à l'herbicide 2,4-D. On assiste plutôt à un dessèchement total des tiges touchées par le produit, mais à la longue, si les conditions sont favorables (poursuite d'une bonne pluviométrie) les bourgeons axillaires des portions de tiges de *Rhamphicarpa* non flétries démarrent et donnent de nouveaux rameaux capables de fructifier à leur tour. Ce phénomène est similaire à celui observé chez *Striga aspera* (Ouédraogo, 1995).

REMERCIEMENTS

Nos remerciements sont adressés au Laboratoire de Biosciences de l'Institut International d'Agriculture Tropicale (IITA) Ibadan, Nigéria qui a permis de réaliser les prises d'images des coupes cytologiques.

BIBLIOGRAPHIE

- Augustin, P. D. C., 1927. Organographie végétale ou, description raisonnée des organes des plantes. Vol. 2. <https://books.google.bf>
- Bouriquet, G., 1933. Une Scrophulariacée parasite du Riz à Madagascar. Rev. Patho. Vég. et d'Ento. Agr., **10**, 149-151.
- Cissé, J., Camara, M., Berner, DK, Musselman, LJ, 1996. *Rhamphicarpa fistulosa* (Scrophulariaceae) damages rice in Guinea. In: Advances in parasitic plant research: 6th Parasitic Weeds Symposium, Cordoba, Spain Ed. By Moreno, M., Cubero, J.; Berner; D., Joel, D., Musselman; L., Parker, C. 518-520.
- Dembélé B., Raynal-Roques A, Sallé G., Tuquet C., 1994. Plantes parasites des cultures et des semences forestières au Sahel, Institut du Sahel / CTA, 43 p.
- Gbéhounou G. et Assigbé P., 2003. *Rhamphicarpa fistulosa* (Hochst.) Benth. (Scrophulariaceae): new pest on lowland rice in Benin. Results of a survey and immediate control possibilities. Annales des Sciences Agronomiques du Bénin 4, 89-103.
- Hoffmann, G., 1994. Contribution à l'étude des phanérogames parasites du Burkina Faso et du Mali : quelques aspects de leur écologie, biologie et techniques de lutte. Thèse de Doctorat en Sciences, Université d'Aix-Marseille III. 117 p. HOUNGBEDJI *et al.*, 2013,
- Houngbedji, T., Nicolardot, B., J. Shykoff, J., Gibot-Leclerc, S., 2013. Etude de l'infection de la plante parasite *Rhamphicarpa fistulosa* en riziculture au Togo. AFPP-22e conférence du COLUMA journées internationales sur la lutte contre les mauvaises herbes. Dijon – 10, 11 et 12 décembre 2013. pp 3-4.
- Johnson, D.E., 1997. Weeds of rice in West Africa, WARDA, Bouaké.
- Jones, M.P., Dingkuhn, M, Aluko, G.K. & Semon, M., 1997. Interspecific *Oryza sativa* L. x *O. glaberrima* Steud. Progenies in upland rice improvement. Euphytica 94, 237-246.
- Kabiri, S., Rodenburg, J., Kayeke, J., 2015. Can the parasitic weeds *Striga asiatica* and *Rhamphicarpa fistulosa* co-occur in rainfed rice? European Weed Research Society 55, 145 – 154.
- Kayaké, J., Rodenburg, J., Mwalyego, R., 2010. Incidence and severity of the facultative parasitic weed *Rhamphicarpa fistulosa* in lowland rainfed rice in southern Tanzania. Second Africa Rice Congress: Innovation and partnerships to realize Africa's rice potential. Africa Rice Center, Cotonou. Ed. By Kiepe, P., Diatta, K., Millar, D.
- Kuijt, J., 1969. The biology of parasitic flowering plants. University of California Press, Berkley and Los Angeles, 246 pp.
- Ouédraogo, O., 1995. Contribution à l'étude des quelques phanérogames parasites des cultures au Burkina Faso : incidence, biologie et méthodes de lutte. Thèse de Doctorat de l'Université Pierre et Marie Curie, Paris 6. 95 p.
- Ouédraogo, O., Neumann, U., Raynal-Roques, A., Sallé, G., Tuquet, C., Dembélé, B., 1999. New insights concerning the ecology and biology of *Rhamphicarpa fistulosa* (Scrophulariaceae). Weed Research (Oxford), 39(2): 159-169
- Paré, J., 1993. Aspects de la dynamique de la formation de graine chez *Striga* (Scrophulariaceae) parasite des céréales tropicales. Contribution à la mise au point d'une lutte chimique. Thèse de doctorat ès Sc. Nat. Paris VI. 210 p.
- Paré, J., Dembélé, B., Ouédraogo, O., Raynal-Roque, A., Tuquet, C., Sallé, G., 1997. Dynamics of flowering and embryology of *Striga hermonthica* (Del.) Benth. (Scrophulariaceae): implication for chemical control. International Journal of Pest Management, 43(4) 285-290.
- Pflug, S., 2013. Effects of the parasitic weed *Rhamphicarpa fistulosa* (Hochst.) Benth. On growth and photosynthesis of its host, *Oryza sativa* L. Wageningen University. Utrecht.
- Rodenburg, J, Morawetz, J., Bastiaans, L., 2014. *Rhamphicarpa fistulosa*, a widespread facultative hemi-parasitic weed, threatening rice production in Africa. European Weed Research Society 55, 118–131.
- Sallé, G., Raynal-Roques, A., Tuquet, C., Andary, Combari, A., Zangré, R., Dembélé, B., Konaté, A., Diallo, S. et Wade, M., 1992. Rapport

- Projet CEE Contrat TS 2. Studies on the biology and ecology of parasitic weed *Striga* in connection with integrated control scheme.
- Sallé, G., Raynal-Roques, A., Tuquet, C., Andary, Bouillant, M.L., Bally, R., Paré, J., Traoré, H., Ouédraogo, O., Dembélé, B., Konaté, A., Diallo, S. et Wade, M., 1993. Rapport Projet CEE Contrat TS 3. Joint research programme to develop integrated means of control for the parasitic weeds *Striga* at small-scale farmer level in Africa.
- Traore L. P., 2014. L' hémiparasite facultatif *Rhamphicarpa fistulosa* (Hochst) Benth. : Etat des lieux dans les sites rizicoles de l'ouest du Burkina Faso et comportement de 4 variétés. Master en Production Végétale. Institut du Développement Rural, Université Polytechnique de Bobo. Burkina Faso. 63p. pp. 47-48.
- Zimdahl, R.L., 2007. Fundamental of weed science, Academic Press, London.