



UNIVERSIDAD DEL PAPALOAPAN
CAMPUS LOMA BONITA

LICENCIATURA EN ZOOTECNIA

EVALUACIÓN DE TRATAMIENTOS DE ESCARIFICACIÓN EN SEMILLAS DE
LOS PASTOS *Urochloa brizantha* (Kunth) CV. INSURGENTE Y *Megathyrus*
maximus (Simon & Jacobs) CV. MOMBAZA

TESIS PROFESIONAL
QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

LICENCIADO EN ZOOTECNIA

P R E S E N T A:

CHRISTIAN GISSELL PARROQUÍN RODRÍGUEZ

ASESOR DE TESIS

DR. BERTÍN MAURILIO JOAQUÍN TORRES



UNIVERSIDAD DEL PAPALOAPAN

CAMPUS LOMA BONITA
LICENCIATURA EN ZOOTECNIA

LA PRESENTE TESIS TITULADA “**EVALUACIÓN DE TRATAMIENTOS DE ESCARIFICACIÓN EN SEMILLAS DE LOS PASTOS *Urochloa brizantha* (Kunth) CV. INSURGENTE Y *Megathyrsus maximus* (Simon & Jacobs) CV. MOMBAZA**” REALIZADA POR EL PASANTE CHRISTIAN GISSELL PARROQUÍN RODRÍGUEZ, BAJO LA DIRECCIÓN DEL DR. BERTÍN MAURILIO JOAQUÍN TORRES, HA SIDO REVISADA Y ACEPTADA POR EL JURADO EXAMINADOR PARA SER DEFENDIDA EN EL EXAMEN PROFESIONAL Y OBTENER EL TÍTULO DE LICENCIADO EN ZOOTECNIA.

JURADO EXAMINADOR

ASESOR: DR. BERTÍN MAURILIO JOAQUÍN TORRES

REVISOR: DR. VÍCTOR MANUEL MEZA VILLALVAZO

REVISOR: DR. JOSÉ ANGEL RUEDA BARRIENTOS

REVISOR: M.C. JULIÁN COTERA RIVERA

LOMA BONITA, OAXACA, MÉXICO 2016.

DEDICATORIA

A **Dios** por darme la oportunidad de vivir, haberme permitido llegar hasta este punto y haberme dado salud para lograr mis objetivos, además de su infinita bondad y amor.

Con mucho cariño principalmente a mi madre **María de Lourdes Rodríguez Domínguez** que me dio la vida y ha estado conmigo en todo momento. Gracias por demostrarme que si se puede. Por haberme dado una carrera para mi futuro y por creer en mí, aunque hemos pasado momentos difíciles, siempre has estado allí para apoyarme en todo momento brindándome tu amor, por todo esto te agradezco infinitamente que estés conmigo.

A **Rolando Aulis Parroquín**, hijo, tú eres mi mayor motivación para no rendirme y poder llegar a ser un ejemplo para ti, que este logro sea un motivo para que estudies, te superes y seas un hombre de bien, TE AMO.

A mi hermana **Arely del Rosario Arriaga Rodríguez**, por estar siempre a mi lado y apoyarme como amiga, gracias por confiar en mí.

A mis abuelos **Hilda Domínguez Chalate** y **Ernesto Rodríguez Terrón** (QEPD) por su apoyo, "Papito" sé que donde quiera que estés siempre me apoyaste, Gracias.

A mis tíos **Raúl, Francisca, Ernesto, Rocío, Fernando** y **Carolina** por su apoyo y sus consejos.

A mis primos y sobrinos **Elizabeth, Nohemí, Carlo, Anel, Adriana, Raquel, Raúl, Eduardo, Nallely** y **Mario**, por su cariño y buenos momentos.

A mis amigos y compañeros de trabajo, por su amistad y apoyo.

A todos, Dios los bendiga.

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad del Papaloapan por darme la oportunidad de realizar mis estudios y la parte experimental del presente trabajo de investigación.

Al M.C. **Héctor López Arjona** por permitirme laborar en esta Institución y ser parte de esta magna casa de estudios a la que debo mi formación académica y laboral.

A los profesores que forman parte la Universidad y que fueron parte de mi formación profesional **Dr. José Abad, Dr. Víctor Meza, Dr. Angel Rueda, M.V.Z. Nicolás Valenzuela, M.C. Mónica Cisneros, Ing. Roberto Noriega, M.C. Julián Cotera, Ing. César Herrera, M.V. Z. Ubaldo Aguilar, M.C. Cesar Julio Martínez, Dr. Miguel Ángel, Cheryl Lynn Gad.**

Al **Dr. Bertín Maurilio Joaquín Torres** por ser parte fundamental en la elaboración del presente trabajo de investigación.

A los profesores **Dr. José Abad Zavaleta, D.R. Víctor Manuel Meza Villalvazo, M.C. Julián Cotera Rivera,** y al **D.R. José Ángel Rueda Barrientos** por su valiosa participación en la revisión del presente trabajo de investigación.

ÍNDICE

ÍNDICE DE CUADROS	vii
RESUMEN	viii
ABSTRACT	x
1. INTRODUCCIÓN	1
2. OBJETIVO	3
3. HIPÓTESIS	4
4. REVISIÓN DE LITERATURA	5
4.1. Características de <i>Urochloa brizantha</i>	5
4.1.1. Origen y características botánicas	5
4.1.2. Características agronómicas	6
4.1.3. Características zootécnicas	8
4.2. Características de <i>Megathyrsus maximus</i>	8
4.2.1. Origen y características botánicas	8
4.2.2. Características agronómicas	9
4.2.3. Características zootécnicas	10
4.3. Importancia de la producción de semillas de gramíneas forrajeras tropicales	11
4.4. Importancia de la calidad de las semillas forrajera	12
4.5. Calidad física y fisiológica de las semillas	13
4.5.1. Calidad física	13
4.5.2. Calidad fisiológica	14
4.5.2.1. Germinación	15
4.5.2.2. Viabilidad	17
4.5.2.3. Vigor	18
4.6. Factores que afectan la calidad de la semilla de gramíneas forrajeras	19
4.6.1. Fotoperiodo	20
4.6.2. Temperatura ambiente	21
4.6.3. Humedad	22
4.6.4. Suelo	23
4.6.5. Manejo del cultivo	24
4.6.5.1. Fertilización	24
4.6.5.2. Densidad de siembra	25
4.6.5.3. Cosecha	26
4.6.6. Edad de la semilla	27
4.7. Dormancia en semillas de gramíneas forrajeras	27
4.7.1. Tipos de dormancia	29
4.7.1.1. Dormancia física	29

4.7.1.2. Dormancia química.....	29
4.7.1.3. Dormancia mecánica.....	29
4.7.1.4 Dormancia fisiológica.....	30
4.7.1.5. Dormancia morfológica.....	30
4.8. Tratamientos de escarificación para eliminar la dormancia en semillas de gramíneas forrajeras.....	30
4.8.1. Métodos físicos.....	31
4.8.2. Métodos químicos.....	31
4.8.3. Métodos mecánicos.....	32
4.9. Efecto de tratamientos de escarificación en la germinación de semillas de <i>U. brizantha</i> y <i>M. maximus</i>	33
4.10. Comentarios de la revisión de literatura.....	34
5. MATERIALES Y MÉTODOS.....	35
5.1. Localización del área experimental.....	35
5.2. Material genético utilizado.....	35
5.3. Tratamientos y diseño experimental.....	36
5.4. Desarrollo del experimento.....	38
5.5. Variables evaluadas.....	38
5.6. Análisis estadístico.....	39
6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	40
6.1. <i>Urochloa brizantha</i> cv. Insurgente.....	40
6.1.1. Efecto de tratamientos de escarificación en la germinación de las semillas.....	40
6.1.2. Efecto de tratamientos de escarificación en la velocidad de germinación de las semillas.....	45
6.2. <i>Megathyrus maximus</i> cv. Mombaza.....	49
6.2.1. Efecto de tratamientos de escarificación en la germinación de las semillas.....	49
6.2.2. Efecto de tratamientos de escarificación en la velocidad de germinación de las semillas.....	53
7. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	58
8. LITERATURA CITADA.....	59

ÍNDICE DE CUADROS

1	Tratamientos evaluados en el experimento “Evaluación de tratamientos de escarificación en semillas de los pastos <i>Urochloa brizantha</i> cv. Insurgente y <i>Megathyrsus maximus</i> cv. Mombaza”.....	37
2	Porcentaje de germinación en semillas de <i>Urochloa brizantha</i> cv. Insurgente, sometidas a diferentes tratamientos de escarificación y germinadas en dos sustratos, a tres y medio meses después de la cosecha.	40
3	Porcentaje de germinación en semillas de <i>Urochloa brizantha</i> cv. Insurgente, sometidas a diferentes tratamientos de escarificación y germinadas en dos sustratos, realizada a cinco y medio meses después de la cosecha.	44
4	Velocidad de germinación en semillas de <i>Urochloa brizantha</i> cv. Insurgente, sometidas a diferentes tratamientos de escarificación y germinadas en dos sustratos, a tres y medio meses después de la cosecha.	47
5	Velocidad de germinación en semillas de <i>Urochloa brizantha</i> cv. Insurgente, sometidas a diferentes tratamientos de escarificación y germinadas en dos sustratos, a cinco y medio meses después de la cosecha.	48
6	Porcentaje de germinación en semillas de <i>Megathyrsus maximus</i> cv. Mombaza, sometidas a diferentes tratamientos de escarificación y germinadas en dos sustratos, a cuatro meses después de la cosecha.	51
7	Porcentaje de germinación en semillas de <i>Megathyrsus maximus</i> cv. Mombaza, sometidas a diferentes tratamientos de escarificación y germinadas en dos sustratos, a los seis meses después de la cosecha.	53
8	Velocidad de germinación en semillas de <i>Megathyrsus maximus</i> cv. Mombaza, sometidas a diferentes tratamientos de escarificación y germinadas en dos sustratos, a cuatro meses después de la cosecha.	55
9	Velocidad de germinación en semillas de <i>Megathyrsus maximus</i> cv. Mombaza, sometidas a diferentes tratamientos de escarificación y germinadas en dos sustratos, a seis meses después de la cosecha.	57

RESUMEN

El objetivo del estudio fue evaluar diferentes tratamientos de escarificación para mejorar la germinación de la semilla de los pastos *Urochloa brizantha* cv. Insurgente y *Megathyrsus maximus* cv. Mombaza, en experimentos independientes. Los tratamientos se distribuyeron bajo un diseño completamente al azar, con cuatro repeticiones de 100 semillas puras por tratamiento. Se evaluó el porcentaje de germinación y velocidad de germinación de la semilla. En *U. brizantha* la evaluación se realizó a los tres y medio y, cinco y medio meses posteriores a la cosecha; mientras que en *M. maximus* fue a los cuatro y seis meses. Los tratamientos consistieron en la inmersión de la semilla en diferentes concentraciones de Nitrato de potasio 0.2 %, agua con jabón, agua caliente a 80 °C, ácido sulfúrico, ácido giberélico, ácido sulfúrico + ácido giberélico, Humiforte, ácido acético, jugo de limón y agua carbonatada. En *U. brizantha*, se encontraron diferencias estadísticas entre tratamientos ($P < 0.01$) para la variable porcentaje de germinación, donde el valor mayor (18.8 %), a tres y medio meses, se obtuvo con la inmersión de la semilla en ácido sulfúrico concentrado durante 10 minutos; mientras que a cinco y medio meses, el valor mayor fue de 52.1 %, con la inmersión de las semillas en ácido sulfúrico concentrado. La mayor velocidad de germinación, a tres meses y medio fue de 2.5 %, con la inmersión de las semillas en ácido sulfúrico concentrado, durante 10 min + inmersión de las semillas en ácido giberélico (400 ppm), durante 10 min; mientras que a cinco meses y medio, no hubo diferencias entre tratamientos ($P > 0.05$). En *M. maximus*, se encontraron diferencias estadísticas

entre tratamientos ($P < 0.01$) para la variable porcentaje de germinación, donde el valor mayor (28.2 %), a cuatro meses, se obtuvo con la inmersión de las semillas en ácido acético durante 12 h; mientras que a seis meses, el valor mayor (48.6 %) se obtuvo con el tratamiento testigo. La velocidad de germinación fue diferente entre tratamientos ($P < 0.01$), donde el valor mayor (3.0 %) se obtuvo a cuatro meses, con la inmersión de las semillas en ácido acético, durante 12 h; mientras que a seis meses, no hubo diferencia entre tratamientos. Se concluye que la inmersión de las semillas en ácido sulfúrico fue el mejor tratamiento de escarificación para *Urochloa brizantha*; mientras que la inmersión de las semillas en ácido acético durante 12 horas fue el mejor tratamiento de escarificación para *Megathyrsus maximus*.

Palabras claves: *Urochloa brizantha*, *Megathyrsus maximus*, Pasto Insurgente, Pasto guinea, Germinación, Escarificación

ABSTRACT

The aim of the study was to evaluate different scarification treatments to improve seed germination of grasses *Urochloa brizantha* Hochst. Stapf. (Insurgente grass) y *Megathyrus maximus* cv. Mombaza, in separate experiments. Treatments were distributed under a completely randomized design with four replications of 100 pure seeds per treatment. The germination percentage and rate of seed germination was evaluated. In *U. brizantha* the evaluation was performed at three and a half and five and a half months after harvest; while *M. maximus* was at four and six months. The treatments consisted of immersion of the seed in different concentrations of Potassium nitrate 0.2%, soapy water, hot water at 80 ° C, sulfuric acid, gibberellic acid, sulfuric acid + gibberellic acid, Humiforte, acetic acid, juice lemon and carbonated water. There was statistical differences in *U. brizantha*, between treatments ($P < 0.01$) for the percentage of germination, where the highest value (18.8%) at the three and a half months, was obtained by immersing the seed in concentrated sulfuric acid for 10 minutes; while at five and a half months, the highest value was 52.1% with the immersion of the seeds in concentrated sulfuric acid. The higher germination rate, at the three and a half months was in 2.5% with immersion of the seeds in concentrated sulfuric acid for 10 min + immersing the seeds in gibberellic acid (400 ppm), for 10 min; while at five and a half months, there were no differences between treatments ($P > 0.05$). In *M. maximus*, there was statistical differences between treatments ($P < 0.01$) for variable percentage germination, where the highest value (28.2%), at four

months, was obtained by immersing the seeds in acetic acid for 12 h; while six months, the highest value (48.6%) was obtained with the control treatment. The germination rate was different between treatments ($P < 0.01$), where the highest value (3.0%) was obtained to four months, with the immersion of the seeds in acetic acid for 12 h; while in six months, there was no difference between treatments. We conclude that the immersion of the seeds in sulfuric acid was the best treatment for *Urochloa brizantha* scarification; while immersing the seeds in acetic acid for 12 hours was the best treatment for *Megathyrsus maximus* scarification.

KEYWORDS: *Urochloa brizantha*, *Megathyrsus maximus*, Insurgent grass, Guinea grass, Germination, Scarification.

1. INTRODUCCIÓN

Las gramíneas forrajeras mejoradas, tales como *Urochloa brizantha* y *Megathyrsus maximus*, se caracterizan por poseer buenas características agronómicas y zootécnicas, ya que presentan rendimientos altos de materia seca, buena calidad nutritiva y una excelente aceptación por el ganado; además se adaptan a suelos de mediana fertilidad y son resistentes a la sequía (ICAMEX, 1997). Sin embargo, la baja disponibilidad de semilla y baja calidad de la misma, son los factores que han limitado la expansión y renovación de las áreas cultivadas de estas especies forrajeras. Otro factor del poco éxito obtenido en el establecimiento de las praderas, es la presencia de dormancia de la semilla recién cosechada (Humphreys y Riveros, 1986). La dormancia es el estado en el cual, las semillas a pesar de tener las condiciones normales del medio ambiente para su germinación, no lo hacen, debido a mecanismos físicos y fisiológicos de la semilla (Copeland y McDonald, 1992). Las causas principales de la dormancia en semillas de gramíneas son la presencia de embriones inmaduros (Hopkinson *et al.*, 1996; Morales y Melgoza, 2003) y cubiertas impermeables (lema y palea) que impiden la entrada de agua (Singh *et al.*, 1995). No obstante, la dormancia de las semillas se elimina naturalmente con el almacenamiento por un periodo mayor a seis meses (Febles y Padilla, 1975; González y Torriente, 1983; Matías y Bilbao, 1985). De ahí que no se recomienda utilizar semilla recién cosechada para siembra de praderas. No obstante, existen métodos de escarificación para eliminar rápidamente la dormancia de las semillas con la finalidad de mejorar su germinación.

Entre los métodos de escarificación para eliminar la dormancia de semillas, se encuentran la pre-refrigeración, diferentes combinaciones de temperatura, inmersión de la semilla en sustancias como: solución de nitrato de potasio al 0.2 %, ácido giberélico, prelavado y presecado, ácido sulfúrico concentrado, entre otras (Faria *et al.*, 1996). Aún así, los resultados no son concluyentes. Por tanto, el presente estudio tuvo la finalidad de evaluar diferentes tratamientos de escarificación en semillas de los pastos *U. brizantha* cv. Insurgente y *M. maximus* cv. Mombaza.

2. OBJETIVO

Evaluar diferentes tratamientos de escarificación física y química para eliminar la dormancia y mejorar la velocidad y porcentaje de germinación de las semillas de los pastos *Urochloa brizantha* cv. Insurgente y *Megathyrsus maximus* cv. Mombaza.

3. HIPÓTESIS

La escarificación física y química eliminan la dormancia e incrementan la velocidad y porcentaje de germinación de las semillas de los pastos *Urochloa brizantha* cv. Insurgente y *Megathyrsus maximus* cv. Mombaza.

4. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1. Características de *Urochloa brizantha*

4.1.1. Origen y características botánicas.

El género *Urochloa* pertenece a la familia *Poaceae*, subfamilia *Panicoideae*, tribu *Paniceae* y está representado por especies perennes, erectas, procumbentes y estoloníferas (Roche *et al.*, 1990). La especie *U. brizantha* es originaria de África tropical. En México fue introducida con el nombre de Insurgente, mostrando una serie de características agronómicas deseables, que la ubican como una de las especies forrajeras que mayores contribuciones e impacto ha tenido en la productividad de la ganadería extensiva del trópico mexicano (Peralta, 1991).

U. brizantha es una gramínea perenne de crecimiento amacollado, alcanza alturas de 1.0 a 1.5 m y hojas de hasta 50 cm de longitud y de 1 a 2.5 cm de ancho, provistas de tricomas blancos. Los tallos son postrados en la base, con nudos prominentes y glabros, de color verde-amarillo y escaso enraizamiento, posee rizomas cortos y abundantes. La inflorescencia es una panícula de aproximadamente 40 cm de longitud con cuatro a seis racimos equidistantes a lo largo del raquis de 10 a 20 cm de largo, cada uno con 55 a 70 espiguillas alternas, con 2.5 mm de ancho y 5.5 mm de largo (Enríquez y Quero, 2006a).

U. brizantha cv. Insurgente proviene del cultivar IRI-822, originario de Zimbawe de la Grassland Research Station en Marondera, el cual se introdujo en la región de Ibirarema en Sau Paulo, Brasil, con el número BRA-0000591 y

liberado por EMBRAPA, con el nombre de Marandú. Está registrado en el CIAT, con el número de accesión 6294 y en México fue distribuido por la Red Internacional de Evaluación de Pastos Tropicales (RIEPT), evaluado y liberado por el INIFAP en 1989, con el nombre de Insurgente (Carmona, 2002).

4.1.2. Características agronómicas.

U. brizantha se caracteriza por tolerar una amplia gama de suelos, así como condiciones de pH ácido. La producción de materia seca (MS) de *U. brizantha* varía de acuerdo a la estación del año, en concordancia con la disponibilidad de humedad y temperaturas adecuadas.

La producción de forraje del género *Urochloa* es variable y depende de la especie, del suelo, precipitación y manejo. Estudios realizados en el trópico húmedo de México durante la época de lluvias, indican que *U. brizantha* incrementa la producción de materia seca al aumentar la edad de corte, obteniendo 739 y 876 kg de MS ha⁻¹ a la tercera y doceava semana, respectivamente. En diferentes regiones de México, para tres accesiones de *U. brizantha* se encontró un rendimiento promedio anual de 1,370 y de 4, 840 kg de MS para la época de mínima y máxima precipitación, respectivamente (CIAT, 2002). Por otro lado, en un estudio realizado en Santo Antonio de Goias, Brasil, se encontró que el cultivar Marandú produjo 2,400 kg MS ha⁻¹ en febrero, cantidad suficiente para alimentar 4.2 unidades animal (UA), con un consumo de 2.4 % de MS en relación al peso vivo, con 11.9 % de proteína bruta (PB), fibra detergente neutra (FDN) superior al 60 % y fibra detergente ácida (FDA), con valores de entre 35 a 40 % (Costa *et al.*, 2005). En México, la producción

promedio de MS en el cultivar Insurgente cortado a intervalos de 6 a 9 semanas varía de 2 a 3 t ha⁻¹, contenido de proteína a seis semanas de crecimiento durante época de lluvias de 13.8 % en hojas, 7.1 % en tallos y 8.4 % en la planta entera, digestibilidad in vitro de hojas y tallos, de 59.5 y 57.7 %, respectivamente (Peralta, 1990). Entre sus principales características está la alta relación de hoja:tallo, tasa de rebrote, tolerancia a la sequía y al encharcamiento temporal; alta calidad nutricional, excelente palatabilidad y digestibilidad (Lobo y Díaz, 2001). Para *U. brizantha* se reportan rendimientos de semilla total y pura de 135 y 42 kg ha⁻¹ año⁻¹, respectivamente (Azcorra y Lara del Río, 2003). Este pasto no tolera la inundación o exceso de humedad. Sin embargo, presenta mayor tolerancia a la mosca pinta o salivazo (*Aeneolamia postica*), que *U. decumbens*, y un tipo de resistencia denominado antibiosis que afecta el desarrollo de los estadios ninfales de esta plaga, lo que lo ha llevado a ser un cultivar de rápida adopción en México (Peralta, 1990). Los cultivares de este pasto disponibles en México son: Insurgente, MG4 o Libertad y MG5 o Toledo, los cuales presentan diferentes características morfológicas y productivas (Enríquez y Quero, 2006a).

U. brizantha es una planta de reproducción apomíctica; necesita de días largos para florecer, lo cual realiza durante la época de lluvias, en los meses de agosto y septiembre; la semilla se cosecha en los meses de septiembre y octubre. La semilla es fértil, con latencia que se pierde al almacenarla durante un período que fluctúa de tres a ocho meses, o bien, mediante tratamientos específicos a base de ácido sulfúrico u otras sustancias escarificantes (Enríquez y Quero, 2006a).

4.1.3. Características zootécnicas

El valor nutritivo de *U. brizantha* se considera de moderado a bueno, en relación con el consumo, aceptación por el ganado, digestibilidad y composición química (Hernández, 2007). Se puede usar en pastoreo directo o como pasto de corte, o bien, para conservarlo en forma de heno o ensilado (Lobo y Díaz, 2001). Los niveles de proteína cruda en *U. brizantha*, varían entre especies y edad de rebrote, alcanzándose los máximos valores cuando las plantas están más tiernas, disminuyendo conforme madura la planta. En *U. brizantha* cv. Insurgente, se reporta 4.5 % de proteína en tallos y 7.1 % en hojas; mientras que para *U. brizantha* cv. Toledo, 3.8 % en tallos y 5.8 % en hojas (CIAT, 2001). Por otro lado, Mena *et al.* (2007) reporta que el contenido de proteína total en *U. brizantha* es de 8.0 y 3.6 %, para hojas y tallos, respectivamente, a los 30 días de rebrote. *U. brizantha* tiene alta digestibilidad de la materia seca, alto contenido de proteína cruda y alta relación hoja:tallo. Al estudiar el efecto del corte a tres y seis semanas en pasto Insurgente, se encontraron valores de digestibilidad entre 57 y 60 % (INIFAP, 1989). Por ser *U. brizantha* de porte erecto, se puede asociar con soya (*Glycine sp.*), kudzú (*Pueraria phaseoloides*), *Centrosema pubescens* y *Stylosanthes guianensis* (Vallejos, 1988).

4.2. Características de *Megathyrsus maximus*

4.2.1. Origen y características botánicas

El género *Panicum*, antes *Megathyrsus*, pertenece a la familia *Poaceae*, subfamilia *Panicoideae*, tribu *Paniceae* y está representado por especies perennes y erectas (Roche *et al.*, 1990). Esta especie es nativa de África

tropical, extendiéndose a los subtrópicos de Sudáfrica. *M. maximus* cv. Mombaza es originario de Tanzania, África, con características muy similares al cv. Tanzania, tanto en calidad como en producción de forraje, con la diferencia de que sus hojas son más anchas y su color es un verde más oscuro (Bogdan, 1997).

M. maximus es una planta perenne de tipo amacollado que mide de 0.5 a 4.5 m de altura. Presenta tallos erectos, pero pueden ser también ascendentes, glabros o vellosos, de fuertes a delgados con 3 a 15 nudos. Las hojas son lineales a lineales-lanceoladas, miden de 10 a 100 cm de largo y más de 3.5 cm de ancho. La inflorescencia es una panícula que mide de 15 a 60 cm de largo y más de 25 cm de ancho, con muchas ramificaciones. El fruto es de forma elíptica y mide alrededor de 2 mm de largo (Bogdan, 1997).

4.2.2. Características agronómicas

M. maximus se encuentra en las orillas de los bosques, matorrales y en tierras abiertas y pastizales con pocos árboles, donde tiende a desarrollarse debajo de éstos. Crece desde el nivel del mar hasta los 1,800 m de altitud. Puede establecerse por semilla o vegetativamente por medio de cepas (Bogdan, 1997). Para su mejor establecimiento, es necesario hacer una buena preparación del terreno mediante barbecho, rastreo y nivelación. La profundidad de siembra no debe ser mayor de 1.5 cm, debe sembrarse en primavera o principios del verano para que el pasto esté establecido antes de que el calor del verano sea excesivo, empleando una densidad de siembra de 4 a 10 kg ha¹ de semilla dependiendo de la calidad de la misma, la cual con frecuencia es

baja (Skerman y Riveros, 1992). La mejor época de siembra es durante junio a julio y se logra su establecimiento después de 4 a 6 meses. Se puede sembrar al voleo o en surcos para facilitar la recolección de semilla, control de malezas y prácticas culturales. Los rendimientos de forraje y calidad del mismo, están considerados entre los más altos, en relación a otras gramíneas tropicales. Se han logrado producciones de forraje hasta de 35 t ha⁻¹ año⁻¹ de materia seca (Bogdan, 1977). Requiere de niveles altos de nitrógeno para mejorar la producción de semilla. Se reportan rendimientos de semilla de 100 a 156 kg ha⁻¹ (Bogdan, 1977). La temperatura óptima de crecimiento varía de 30 a 35 °C. No obstante, en lugares con temperaturas bajas, presenta crecimiento en el invierno y se mantiene verde, en comparación con otras gramíneas tropicales. Requiere de precipitaciones superiores a los 500 mm, es tolerante a las sequías y no tolera inundaciones (Skerman y Riveros, 1992).

4.2.3. Características zootécnicas

M. maximus produce un forraje excelente para los bovinos; una hectárea de esta especie es suficiente para alimentar 1.5 UA (UA=una vaca de 450 kg de peso vivo con su cría) durante la época de lluvias y 0.75 UA, durante la época seca (Havard, 1969). *M. maximus* es muy palatable para cualquier tipo de ganado, al menos, en las primeras semanas de crecimiento y soporta una carga animal de dos a cuatro cabezas ha⁻¹ de ganado vacuno. Generalmente, la ganancia de peso vivo es de 200 a 400 kg ha⁻¹, dependiendo del rendimiento de forraje y contenido de proteína cruda digestible. En México se reporta una ganancia de 190 kg ha⁻¹ en novillos cebú, durante los meses de julio a enero

(Bogdan, 1997). Presenta alta producción con 165.3 t ha⁻¹ año⁻¹ de forraje verde y 32.9 t ha⁻¹ año⁻¹ de materia seca, Presenta alto porcentaje de hojas (87 %) y las cantidades de proteína total en hojas y tallos es de 13 y 10 %, respectivamente (Savidan, 1990; citado por Carnevalli, 2003).

4.3. Importancia de la producción de semillas de gramíneas forrajeras tropicales

La producción actual de semillas forrajeras, es insuficiente para cubrir la demanda, sobre todo si se toma en consideración que, en el trópico mexicano, existen seis millones de hectáreas con praderas cultivadas (Peralta, 1991). Se calcula que la vida productiva promedio de estas praderas es de ocho años, por lo que se asume que, anualmente, es necesario resembrar 750,000 ha y que, a esta superficie, se agregan, como mínimo, otras 150,000 ha de praderas nuevas; se estima también que, la superficie total acumulada, podría llegar a 900,000 ha sembradas en promedio. Si se parte de una densidad de siembra de 10 kg ha⁻¹ de semilla, se necesitarían aproximadamente 10,000 ton de semilla anualmente para sembrar el área mencionada (Peralta, 1991). El mismo autor señala que la producción de semillas en México, es una actividad de poca importancia de la ganadería y se efectúa con técnicas deficientes, que redundan en rendimientos bajos y mala calidad de la semilla producida. Por lo tanto, se asegura que la producción de semillas de especies forrajeras, puede ser una actividad significativa dentro de la economía del sector agropecuario, ya que usualmente genera recursos económicos y oportunidades de empleo, por la gran cantidad de mano de obra que ocupa (hasta 60 jornales por ha) y porque

es parte fundamental para el establecimiento y mejoramiento de las áreas de pastoreo y, por tanto, de la ganadería en general.

Jiménez (1992) establece que una limitante, para mejorar la producción forrajera, es la baja disponibilidad de semilla en los mercados nacionales, lo que ocasiona que anualmente se importen más de 40 t de semilla de pastos y forrajes, para abastecer la demanda nacional. Por otro lado, Jaramillo (1994) resalta que, en México, existen alrededor de 71 millones de ha, en las cuales por las condiciones de suelo y clima, sólo crecen pastos y arbustos. Dichas áreas no pueden ser destinadas a la producción de cultivos comerciales, por lo que la única alternativa para reincorporarlos a la producción agrícola es como áreas de pastoreo, mediante el establecimiento de especies forrajeras. Por lo que la mayor problemática de la ganadería bovina, ovina y caprina en nuestro país, es la insuficiente alimentación en cantidad y calidad. Sin embargo, no se puede mejorar la producción forrajera, porque no se dispone de semilla suficiente para siembra de nuevos pastos o los que ya existen se manejan en forma deficiente debido al desconocimiento de su manejo, falta de maquinaria y de personal capacitado para asesorar a los productores y así poder aumentar el rendimiento y la calidad de la semilla producida.

4.4. Importancia de la calidad de las semillas forrajera

Thomson (1979) mencionó que la calidad de las semillas es un concepto múltiple, que comprende varios componentes, los cuales se refieren a la aptitud de la semilla para sembrarse, tales como capacidad de germinación, vigor, tamaño, uniformidad, ausencia de malezas, pureza de la variedad, sanidad y

contenido de humedad. Para Humphreys (1980) la calidad de la semilla, se define por la proporción de semillas que son capaces de germinar y formar nuevas plantas y por el contenido de semillas de otras especies, material muerto, semillas rotas, tierra, piedras, plagas y enfermedades. Mientras que Remy *et al.* (1983) señalaron que los parámetros fundamentales que caracterizan la calidad de las semillas son: pureza, germinación, contenido de humedad, contaminación y peso de 1,000 semillas. La semilla de los pastos forrajeros tropicales es fértil y presenta latencia que se pierde con el almacenamiento durante un periodo de seis a ocho meses o por medio de tratamientos a base de ácido sulfúrico u otras sustancias escarificantes (Bogdan, 1997; Enríquez y Quero, 2006b). Sin embargo, Skerman y Riveros, (1992) señalan que la calidad de la semilla, en términos de germinación, mejora con el almacenamiento y no requiere de ningún tratamiento especial, salvo que se debe dejar envejecer.

4.5. Calidad física y fisiológica de las semillas

4.5.1. Calidad física.

La calidad física, determinada por la pureza física, refleja la composición del lote de semillas y se expresa en porcentaje. El nivel más alto de pureza, así como el de germinación, son una base sólida para alcanzar un buen establecimiento (Remy *et al.*, 1983). El análisis de pureza, se realiza para determinar la identidad de los distintos componentes, que constituyen una determinada muestra y, por consiguiente, el análisis de pureza refleja la composición física de un lote de semillas. Para ello, se separa la muestra en los

siguientes componentes: semilla pura, semillas de otras plantas cultivadas, semillas de malezas y materia inerte. Por lo tanto, la pureza física refleja no solo el grado de limpieza del cultivo, sino también el grado de eficiencia del procesamiento de cosecha y limpieza (Carambula, 1981; ISTA, 2005).

4.5.2. Calidad fisiológica

La importancia de la madurez fisiológica, respecto a la calidad de la semilla, radica en que en esta etapa se presentan los niveles más altos de viabilidad y de vigor, por lo que al no cosechar después de haber alcanzado la madurez fisiológica, se expone a la semilla a que sufra la activación de procesos de deterioro, mientras que cosechar semilla en estado inmaduro, puede conducir a un pobre vigor de la planta (Aguilar, 1989). De acuerdo con Filgueiras (1981), al cosechar muy pronto o demasiado tarde, se ocasionaría la obtención de semillas con poco vigor; sin embargo, decidir el mejor momento de cosecha resulta difícil, ya que las parcelas para producción de semillas, presentan plantas con diferentes estados de madurez. La semilla en general, presenta su más alto nivel de vigor y potencial germinativo cuando alcanza la madurez fisiológica. En este estado, la semilla alcanza el máximo peso en materia seca; además de que el embrión ha completado su desarrollo. A partir de este momento, se inicia el proceso de deterioro de la semilla en forma continua e irreversible, hasta perder su capacidad germinativa (Quiróz y Carrillo, 2004).

La capacidad germinativa, viabilidad y vigor son los principales atributos involucrados dentro del componente de calidad fisiológica en semillas. La calidad fisiológica depende de múltiples factores tales como retraso en la

cosecha, deficiencias en el desarrollo del cultivo, retraso en el secado de la semilla, daños mecánicos durante la recolección y trilla o en el procesamiento y el almacenamiento bajo condiciones desfavorables (Quiróz y Carrillo, 2004).

4.5.2.1. Germinación

Morfológicamente, la germinación es la reanudación del crecimiento activo del embrión, mediante una serie de reacciones y eventos metabólicos, que ocurren inmediatamente después de la imbibición de la semilla (Copeland, 1976; Jan y Amen, 1980). Este proceso termina cuando la nueva plántula, provista de clorofila y de órganos necesarios, es capaz de abastecerse de nutrimentos por sí sola (Ruiz, 1967). Carambula (1981) define germinación como la emergencia y desarrollo del embrión, que dan origen a estructuras esenciales que se consideran indicativas de la habilidad de la semilla para producir una planta normal, en condiciones favorables. Por su parte Gillet (1984) reporta que la germinación corresponde al paso de la semilla a vida activa autótrofa y al inicio del crecimiento del embrión. Mientras que, la Asociación Internacional para Pruebas de Semillas (ISTA, 2005), toma como criterio de germinación, el momento en que las plántulas han emergido por completo y se puedan apreciar la integridad de sus estructuras.

Los factores más importantes, que afectan la germinación de la semilla de especies forrajeras tropicales son: presencia de inhibidores, dormancia en gramíneas y cubiertas duras en leguminosas (Sánchez, 1976). De ahí que, la germinación depende del estado de la semilla al momento de la cosecha, pero la manipulación posterior y las condiciones de secado y almacenamiento,

también tienen gran importancia (Ede, 1970). La germinación de la semilla de gramíneas tropicales recién cosechadas es, generalmente, baja y se debe a que las semillas no han alcanzado un completo desarrollo, en el momento de la cosecha o a que están dormantes, aunque maduras. Comúnmente, la baja germinación se incrementa durante el almacenamiento. Así, Matías y Bilbao (1985) encontraron que *M. maximus* cv. Makueni, tuvo la mayor germinación a seis meses posteriores a la cosecha y resultados similares presentaron Matías *et al.* (1992) al observar una germinación baja de la semilla recién cosechada, en 11 cultivares de *Megathyrsus*; pero ésta se incrementó con el almacenamiento entre seis y 12 meses. Asimismo, González y Mendoza (1994) señalan que *M. maximus* cv. CIH-3, presentó dormancia elevada, con solo 1.25 % de germinación de las semillas recién cosechadas y que dicha germinación se incrementó con el almacenamiento de seis a 12 meses.

La calidad de la semilla también depende de la fecha de cosecha. Las cosechas realizadas anticipadamente, producen semillas con germinación baja, mientras que cosechas realizadas tardíamente, pueden provocar considerables pérdidas de semilla (Vilela, 1983). En este contexto, Matías (1994) encontró en *U. brizantha*, que la pureza máxima se presentó 35 días después de la antesis, la cual coincidió con los mejores valores de semilla total y pura, indicando que la germinación aumentó, conforme se retrasó la fecha de cosecha. Por otro lado, Vilela (1983), en *Melinis minutiflora*, encontró que la máxima germinación ocurrió a seis meses de almacenamiento, en cosechas realizadas entre 28 y 31 días después de la antesis.

4.5.2.2. Viabilidad.

La viabilidad de las semillas es el período de tiempo durante el cual las semillas conservan su capacidad para germinar. Sin embargo, el período es variable y depende del tipo de semilla y de las condiciones de almacenamiento. El periodo de vida o longevidad de una semilla está en función de los siguientes factores (Carvalho y Nacagawa, 1988).

a) Características genéticas. Especies y los diferentes cultivares tendrán distintos periodos de viabilidad, aún sobre las mismas condiciones ambientales.

b) Vigor de las plantas progenitoras. Una planta con deficiencias nutricionales va a producir semillas con un periodo de viabilidad más corto, en comparación con las plantas bien nutridas.

c) Condiciones climáticas predominantes durante el desarrollo y maduración de las semillas. Los elementos del clima predominantes durante la maduración de las semillas ejercen una influencia sobre su periodo de viabilidad. Por ejemplo, el régimen hídrico influye en dos formas distintas sobre el periodo de viabilidad de las semillas: 1) Durante la fase en que la semilla está acumulando materia seca es fundamental que haya disponibilidad de agua en el suelo, ya que en caso contrario se formarán semillas de menor peso o hasta vacías. 2) Después de que las semillas alcanzaron su madurez fisiológica son muy sensibles al régimen hídrico, ya que las semillas se están deshidratando con gran rapidez, durante esta fase lo ideal es que no llueva, con la finalidad de que las semillas ya maduras fisiológicamente, sufran el mínimo de deterioro en el campo. Por otro lado, Lobo y Díaz (2001) señalaron que la deshidratación, también alarga la

vida de las semillas, más que si se conservan con su humedad normal. Pero la desecación por debajo de 2 a 5 % de humedad afecta el agua de constitución de la semilla, siendo perjudicial para la misma.

d) Grado de daño mecánico. El daño mecánico de las semillas es el factor más importante en la reducción de su viabilidad, ya que puede ocasionar tanto la muerte de la semilla como provocar rupturas en la cáscara que faciliten la entrada de microorganismos patógenos a su interior, los cuales durante la germinación pueden matarla o disminuir el vigor, dando así una planta más débil y, por lo tanto, más susceptible de morir si existen condiciones adversas.

4.5.2.3. Vigor

El vigor es un factor importante en la calidad de la semilla, por lo que, se exige esta característica para su comercialización. Villaseñor (1984), define al vigor como “la capacidad de la semilla, puesta en condiciones ambientales adversas, para emerger rápidamente y producir una cantidad mayor de materia seca en menor tiempo”. Para la Asociación Internacional de Pruebas de Semillas (ISTA, 2005), el vigor se entiende como la suma total de aquellas propiedades de la semilla, que determinan el potencial de su actividad y comportamiento durante la germinación y emergencia. Debido a que el porcentaje de germinación y vigor se expresan al máximo cuando las semillas alcanzan su madurez fisiológica, se debe determinar el momento en que ocurre este estadio, ya que según Filgueiras (1981), cosechar muy pronto o demasiado tarde, ocasionaría la obtención de semillas con poco vigor; sin embargo, decidir el mejor momento de

cosecha resulta difícil, ya que las parcelas para producción de semilla, presentan inflorescencias con diferentes estados de madurez.

4.6. Factores que afectan la calidad de la semilla de gramíneas forrajeras

Los rendimientos bajos de semilla, en las gramíneas tropicales, se debe principalmente a los siguientes factores: 1) bajo número de inflorescencias y poco peso de las espiguillas por inflorescencia (bajo índice de cosecha) y 2) baja eficiencia de las espiguillas por inflorescencias disponibles. El índice de cosecha, se refiere a la relación del rendimiento de semilla y el rendimiento total de materia seca del pasto, en el momento de cosechar la semilla (Boonman, 1978). El índice de cosecha en gramíneas de clima templado es de 0.2 y en cereales de 0.5, el cual se ha logrado con mejoramiento genético, al reducir el rendimiento de materia seca de la planta y aumentar el de grano. Sin embargo, en gramíneas forrajeras tropicales, al considerar que el rendimiento de semilla es de 50 a 1,000 kg ha⁻¹, el índice de cosecha se encuentra entre 0.005 y 0.1 (Hacker, 1999).

Las causas de la baja eficiencia de espiguillas e inflorescencia disponibles son: a) Espigado prolongado entre plantas, dentro de cultivares; b) emergencia prolongada de inflorescencias, dentro de las plantas que dura varios meses; c) floración prolongada dentro de inflorescencias, que continúa durante varias semanas y d) reducción de la floración y formación de semillas, en inflorescencias de emergencia tardía. Además la semilla al madurar, se desprende fácilmente de las inflorescencias, lo que ocasiona que durante la cosecha, solamente se obtenga una pequeña fracción de espiguillas maduras y

el resto son espiguillas inmaduras o vanas. Esta mezcla de espiguillas es la causa del bajo rendimiento de semilla y bajo porcentaje de semilla pura viable (Boonman, 1978).

La germinación de las semillas de gramíneas forrajeras tropicales recién cosechadas, generalmente es baja, lo cual se debe a que las semillas no han alcanzado un completo desarrollo, en el momento de la cosecha o a que están dormantes, aunque maduras. Comúnmente, esta baja germinación se incrementa durante el almacenamiento.

4.6.1. Fotoperiodo

En varias especies de gramíneas, la floración depende del fotoperiodo, por lo que éste tiene gran importancia biológica. El fotoperiodo, está relacionado positivamente con la latitud y tiene, por tanto, un efecto sobre la floración. En el Ecuador no existe ningún efecto del fotoperiodo, en el comportamiento de la floración entre especies, el cual empieza a hacerse más evidente, conforme se avanza hacia latitudes altas. Generalmente, algunas gramíneas presentan un fotoperiodo crítico, ya sea corto o largo, por lo que si no se dan las condiciones óptimas de fotoperiodo, no florecen ni forman semilla, por tanto, es conveniente conocer en detalle, que especies o cultivares responden al fotoperiodo de determinado lugar, y así, planear la producción de semilla (Jiménez *et al.*, 1997). Por ejemplo, Matías (1994) determinó que el mayor rendimiento de semilla en *U. brizantha* cv. Marandú, ocurrió en la primera cosecha (julio 24 a agosto 28), en comparación con la segunda (noviembre 19 a diciembre 24), debido a que, durante la primera cosecha, el fotoperiodo fue más prolongado y

esta especie es de fotoperiodo largo, mientras que para la segunda cosecha, el fotoperiodo fue más corto, por lo que el rendimiento de semilla fue menor.

En las regiones tropicales de México, la mayoría de las gramíneas inician la floración entre julio y agosto y, en ocasiones, se mantiene hasta noviembre, lo que ocasiona heterogeneidad en la madurez y, con ello, diferencias en el rendimiento y calidad de la semilla. Lo anterior, obliga a realizar diversas prácticas agronómicas, tales como corte de uniformidad para sincronizar la floración, fertilización, riego, etc., que inducen a lograr cosechas uniformes de semilla, mayor cantidad de semilla y mejorar la calidad de la misma (Jiménez *et al.*, 1997).

4.6.2. Temperatura ambiente

La temperatura afecta el crecimiento, la inducción floral, la diferenciación de las inflorescencias, floración, formación y maduración de la semilla (Humphreys y Riveros, 1986), además de tener efecto sobre la viabilidad del polen y receptividad de los estigmas. Por ello, es conveniente conocer la temperatura ambiental óptima para el crecimiento y desarrollo de las especies forrajeras. Dentro de los límites específicos para cada especie, las bajas temperaturas favorecen la formación de ovarios y semillas grandes, las intermedias son óptimas para la fertilización de los ovarios y las más altas producen semillas con rápida germinación (Bean, 1980).

La temperatura, también afecta algunas fases críticas del ciclo de vida de una planta, ya que por efecto de la temperatura, las semillas germinan, se inicia la floración, o bien, las plantas perennes cesan su estado de dormancia. Estas

respuestas del desarrollo pueden ser influidas también por otros factores ambientales, tales como la luz, fotoperiodo y humedad y las interacciones entre ellos (Salisbury y Ross, 1994). Para producción de las semillas de las especies *M. maximus* y *U. brizantha* se recomienda las temperaturas medias del mes más caliente entre los 23 y 26 °C (Enríquez y Quero, 2006a).

4.6.3 Humedad

El agua es importante en el crecimiento de los pastos debido a que participa directa e indirectamente en todas las funciones fisiológicas de las plantas. Asimismo, tiene particular importancia en la fase de establecimiento, por su influencia en el proceso de germinación y crecimiento posterior. El agua puede representar hasta el 80 % del peso total de la planta (Corbea, 1988). De ahí que la disponibilidad de humedad en el suelo, es muy importante, para el desarrollo de las plantas y tiene efecto marcado sobre la densidad de inflorescencias y el número de flores por inflorescencia. En este sentido, Boonman (1978), enfatizó la necesidad de precipitaciones adecuadas y bien distribuidas, particularmente, durante la formación de las cariósides en las inflorescencias, para obtener altos rendimientos de semilla.

La mayoría de las especies del género *Urochloa*, así como varios cultivares de *M. maximus* tienen poco crecimiento en condiciones secas. De acuerdo con Enríquez y Quero (2006b) únicamente sería posible producir semilla en áreas con precipitaciones inferiores a 1,000 mm, ya que las precipitaciones altas pueden ocasionar acame, lo cual puede propiciar una reducción en la formación

de semilla dentro de la cobertura foliar y, probablemente, un ataque mayor por patógenos.

Humphreys (1981) señaló que, bajo condiciones adversas, como el estrés por agua, se presentan efectos no predecibles en el proceso de floración. Por tanto, un período corto de sequía puede incrementar la floración y el desarrollo de la inflorescencia. En *Urochloa*, la humedad del suelo, combinada con otros factores como fotoperiodo y temperatura, son importantes para la formación de tallos reproductivos. No obstante, un periodo seco facilita el manejo de la cosecha y el acondicionamiento de la semilla (Hopkinson *et al.*, 1996).

4.6.4. Suelo

El suelo es importante en la producción de cultivos, ya que proporciona soporte y nutrimentos a las plantas, entre otras funciones (Mullen, 2003). Una de las principales limitantes para la producción de semilla, es la baja fertilidad de los suelos (Rincón, 1991). Al respecto, Matías (1996), encontró que el estiércol de bovino y humus de lombriz, mejoraron las condiciones químicas y físicas del suelo, además de aportar cantidades importantes de nutrimentos a las plantas.

U. brizantha requiere de suelos de mediana a alta fertilidad, bien drenados y es necesario establecer un programa de fertilización, por lo menos, cada dos años (Lobo y Díaz, 2001). Esta especie proporciona un forraje palatable de calidad similar al de *U. decumbens* cv. Chontalpo, sin embargo, el cultivar Insurgente no tolera suelos inundados, además requiere suelos de mayor fertilidad en comparación con el pasto Chontalpo, por lo que no persiste en los suelos Ultisoles y Oxisoles ampliamente extendidos en América tropical (Peralta,

1990). Mientras que *M. maximus* se adapta a suelos de mediana y alta fertilidad, responde bien a la aplicación de fertilizantes, tolera suelos con pH bajo y con ligera toxicidad por aluminio (Papalotla, 2002).

4.6.5. Manejo del cultivo

El manejo del cultivo, en gramíneas forrajeras tropicales tiene gran importancia, ya que el rendimiento y calidad de la semilla, están directamente relacionados con el número de inflorescencias, cantidad y peso de espiguillas. Además de lo anterior, hay que considerar que la floración es heterogénea y las semillas maduran irregularmente. Por ello, es fundamental el uso de prácticas agronómicas, tales como la fertilización, densidad de siembra óptima y cosecha en el momento adecuado.

4.6.5.1. Fertilización

De los nutrimentos requeridos por las plantas, el nitrógeno, fósforo y potasio, son los elementos que más influyen en la producción de gramíneas forrajeras tropicales. El nitrógeno, es un elemento indispensable y principal determinante en la producción de semillas de gramíneas, cuando están satisfechos los niveles apropiados de fósforo, potasio y calcio. Su influencia está relacionada con los componentes del rendimiento de semilla; el nitrógeno estimula el rebrote y ocasiona que tallos reproductivos se desarrollen vigorosamente y, por tanto, aumenta el rendimiento de semilla pura viable (Boonman, 1978). El nitrógeno también aumenta el número de panículas por planta y, en consecuencia, se incrementa el rendimiento total de semilla por unidad de área. Además, la

fertilización nitrogenada tiene efectos positivos, al contribuir que haya uniformidad y sincronización de la floración, por lo que hace más eficiente la cosecha; sin embargo, en exceso también genera efectos negativos, ya que al aplicar dosis elevadas, se ocasiona un mayor crecimiento de la planta, y con ello, mayores riesgos de acame, como ocurre en diversos cultivos básicos (Jiménez *et al.*, 1997). Boonman (1972), Stillman y Tapsall (1976) y Bogdan (1977) consideran que las gramíneas tropicales, producen la mayor cantidad de semillas cuando se aplican 100 kg ha^{-1} de nitrógeno. Aunque Hacker y Jones (1971) y Banish (1975; citado por Loch, 1980) consideran que la cantidad mínima de nitrógeno, para alcanzar rendimientos máximos de semilla pura en gramíneas, debe ser de 150 kg ha^{-1} .

4.6.5.2. Densidad de siembra

La producción de semillas es máxima cuando existe una densidad de siembra óptima, ya que tanto densidades bajas como altas reducen el rendimiento de semilla. Se ha señalado que la densidad de plantas está directamente relacionada con la distancia entre hileras. Por tanto, en la mayoría de los pastos tropicales se recomienda la siembra en hileras más que al voleo (Humphreys y Riveros, 1986).

La densidad óptima de plantas para la producción de semilla varía de acuerdo con la especie y a condiciones ambientales (Luebs y Laag, 1967). Se ha indicado que en siembras de densidad alta, se produce también una densidad alta de inflorescencias, las cuales maduran rápidamente lo que indica una mejor sincronización de la cosecha (Humphreys y Riveros, 1986). Al respecto, Joaquín (2009), encontró que el mayor rendimiento de semilla en *U. brizantha*

cv. Insurgente, se obtiene cuando se utiliza una distancia de 25 x 25 cm entre plantas.

4.6.5.3. Cosecha

El momento óptimo de cosecha y la eficiencia con que ésta se realiza repercute considerablemente en el rendimiento de semilla. Sin embargo, el momento óptimo de cosecha es un aspecto complejo que está determinado tanto por factores genéticos como ambientales.

En *M. maximus* las semillas, al madurar, se desprenden rápidamente, lo que hace imposible recolectar toda la semilla, además, como el proceso de floración y maduración es basipetalo, las semillas superiores se forman y desprenden mucho antes que las semillas de la parte inferior de la panícula, lo que ocasiona una disminución del rendimiento de semilla (Machado *et al.*, 1984). En un estudio realizado por Joaquín, (2002), donde se evaluó la fertilización nitrogenada, fecha de cosecha y reguladores del crecimiento en el rendimiento y calidad de semilla del pasto guinea cv. Tanzania, evaluando seis fechas de cosecha (6, 10, 14, 18, 22 y 26 días después de la antesis) encontró que la fecha óptima de cosecha de la semilla fue entre los 18 y 22 días después de la antesis.

Por otro lado, Joaquín (2009), realizó un estudio sobre el efecto de la densidad de planta y fecha de cosecha en el rendimiento y calidad de semilla de *U. brizantha* cv. Insurgente, evaluando siete fechas de cosecha (4, 8, 12, 16, 20, 24, y 28 días después de la antesis), donde concluye que la fecha óptima de la cosecha de la semilla es entre los días 20 y 24 después de la antesis.

4.6.6. Edad de la semilla

Se ha señalado que la calidad de la semilla disminuye con el transcurso del tiempo y la tasa de deterioro depende de las condiciones ambientales presentes durante el almacenamiento y el tiempo en que éstas permanecen almacenadas, donde el primer componente de la calidad que muestra señales de deterioro es el vigor de las semillas, seguido por una reducción de la germinación y aumento de la producción de plántulas anormales, y finalmente ocurre la muerte de las semillas (Ferguson, 1995). Al respecto, Azcorra y Lara del Río (2003), al estudiar el efecto del tiempo de almacenamiento en el porcentaje de germinación de las semillas en diferentes especies y cultivares de gramíneas forrajeras, encontraron diferentes respuestas. En *U. brizantha* los valores fueron 2, 3 y 48 % de germinación; en *M. maximus* cv. común 14, 19 y 14 %, cv Mombaza 5, 13 y 58 % y cv Tanzania 2, 6 y 12 % a los 0, 3.5 y 6.5 meses de almacenamiento, respectivamente. En otro estudio, Zulay (1996) encontró en semillas de *Urochloa dictyoneura* latencia absoluta, durante los dos primeros meses después de la cosecha; sin embargo, del tercer hasta el cuarto mes de almacenamiento la germinación aumentó ligeramente y para el quinto mes, el porcentaje de germinación de la semilla se incrementó considerablemente.

4.7. Dormancia en semillas de gramíneas forrajeras

La dormancia, latencia, dormición, letargo o reposo es el estado en el cual, las semillas a pesar de tener las condiciones normales del medio ambiente para su germinación, no lo hacen, debido a varios mecanismos físicos y fisiológicos internos en la semilla (Copeland y McDonald, 1992). Asimismo, Baskin *et al.*

(2001) mencionan que la mayoría de las semillas requieren de tratamientos de escarificación, debido a que presentan un fenómeno llamado latencia o dormancia, que es una condición de la semilla a no germinar. Otros autores, indican que la dormancia o latencia puede definirse como un estado de crecimiento y metabolismo suspendidos. Las causas de dormancia se deben a la presencia de embriones rudimentarios, embriones fisiológicamente inmaduros (sistema enzimático inactivo), cubiertas seminales mecánicamente resistentes o impermeables y la presencia de inhibidores de la germinación. En algunas plantas, la dormancia de las semillas se debe a sustancias inhibidoras de la germinación presentes en la cubierta seminal, o bien, a la ausencia de promotores del crecimiento (Espinosa y Engleman s/f). Otros autores mencionan que las causas de latencia en gramíneas son múltiples y variadas. Al respecto, Enríquez y Quero (2006a), citan como principales causas, la impermeabilidad de la cubierta de la semilla al agua y gases, inmadurez del embrión, requerimientos especiales de temperatura y luz, presencia de inhibidores y restricciones mecánicas del embrión para el crecimiento y desarrollo o exersión y extensión de la radícula en la germinación.

Los pastos que presentan dormancia en sus semillas son el Señal, Insurgente, Chetumal, Isleño, Llanero y Privilegio. De ahí que si la semilla de estas especies, se utiliza para la siembra de praderas inmediatamente después de la cosecha, es posible que se tenga baja o nula germinación, y por tanto, se fracase en el establecimiento de la pradera (Enríquez y Quero, 2006a).

4.7.1. Tipos de dormancia

4.7.1.1. Dormancia física

Se presenta por la presencia de barreras físicas que impiden la entrada de agua al embrión. La impermeabilidad es adquirida al final de la maduración, durante la desecación de la semilla. Este tipo de latencia se pierde cuando el agua penetra a la semilla de manera natural, cuando hay fluctuaciones de temperatura y humedad en el suelo, abrasión por ataque de microorganismos, etc. De manera artificial, se elimina con la inmersión de la semilla en agua caliente, ácido sulfúrico y mediante escarificación mecánica al raspar, quebrar o perforar las cubiertas (Vieira *et al.*, 1998).

4.7.1.2. Dormancia química

Se debe a la presencia de sustancias inhibidoras del crecimiento que se encuentran en la cubierta de la semilla, las cuales bloquean la germinación. De ahí que para que las semillas germinen, es necesario eliminar las sustancias inhibidoras presentes, por medio de la separación de las cubiertas o lavado con agua corriente (Vieira *et al.*, 1998).

4.7.1.3. Dormancia mecánica

Esta dormancia es causada por la dureza de la testa o cubierta de la semilla y el endospermo, cuyos tejidos oponen resistencia mecánica al crecimiento del embrión. Este efecto se elimina en forma natural por los ciclos de remojo y secado de la semilla. De manera artificial, se elimina por medio de la

escarificación mecánica y química, mediante el empleo de ácido sulfúrico (Vieira *et al.*, 1998).

4.7.1.4. Dormancia fisiológica

Las causas de esta dormancia se debe al bloqueo metabólico en el embrión, ocasionado por la baja permeabilidad de la cubierta a los gases, baja actividad enzimática, producción de coenzimas y ácidos nucleicos, lo cual impide el crecimiento del embrión, no permitiendo atravesar la cubierta. Este tipo de latencia en forma natural, se elimina por estímulos ambientales, los cuales producen un indicador metabólico para la síntesis de promotores hormonales. De manera artificial, se elimina con la escarificación conocida como enfriamiento húmedo (Vieira *et al.*, 1998).

4.7.1.5. Dormancia morfológica

Esta dormancia es ocasionada por la presencia de embriones rudimentarios, es decir, por embriones que aún no han madurado completamente. Esta dormancia, se elimina por medio de la escarificación con calor, a través del empleo de temperatura y humedad adecuada y con aplicaciones de ácido giberélico (Vieira *et al.*, 1998).

4.8. Tratamientos de escarificación para eliminar la dormancia en semillas de gramíneas forrajeras

Existen diversos tratamientos para mejorar la germinación de las semillas, dependiendo del tipo de dormancia. Estos métodos pueden ser mecánicos, físicos (aplicando calor) y químicos. Sin embargo, no es fácil saber el tipo de

dormancia de una semilla, de ahí que es importante evaluar tratamientos de escarificación para ver cual es el más efectivo. Faría *et al.* (1996) mencionan que a las semillas se les pueden aplicar diversos métodos de escarificación para estimular su germinación. La escarificación consiste en el ablandamiento de las capas más externas de las semillas denominadas epispermo, y la cual puede ser mecánica utilizando lijas abrasivas, imbibición en agua, ácidos, y remojo en agua a altas temperaturas, entre otras.

4.8.1. Métodos físicos

Una escarificación física consiste en calentar agua aproximadamente a 80 °C y la inmediata inmersión de las semillas en dicha agua en una proporción de una parte de semilla por tres partes de agua, durante un lapso de tres a cuatro minutos. Después de este tiempo, las semillas se lavan con agua fría. Las semillas escarificadas con agua a 80 °C y rápidamente secadas, pueden ser usadas inmediatamente o se pueden almacenar por un año sin perder viabilidad (Camacho, 1994).

4.8.2. Métodos químicos

La escarificación química consiste en utilizar diversas sustancias químicas, las cuales coadyuvan a incrementar los porcentajes de germinación. Principalmente, se utilizan sustancias causticas como el ácido sulfúrico y sustancias hormonales como el ácido giberélico. Cuando se utiliza ácido sulfúrico, las semillas se sumergen en el ácido en recipientes resistentes y la duración de la inmersión depende de la especie vegetal. Posteriormente, se

drena el ácido y las semillas se lavan con agua corriente. Varios estudios mostraron la efectividad del ácido sulfúrico en mejorar la germinación de semillas de *U. brizantha* (García y Cícero, 1992; Meschede *et al.*, 2004; Faría *et al.*, 1996; Martins y Da Silva, 2003; Usberti y Martins, 2007), ya que disuelve las glumas, lema y palea del cariósido, agrieta y debilita la estructura de los tegumentos, lo cual permite la entrada de agua e intercambio de gases necesarios para el proceso de germinación, con lo que se facilita la expansión del embrión y la salida de la radícula (Ramos, 1975 y Zulay *et al.*, 1998). Sin embargo, en la práctica el uso de este tratamiento es limitado, ya que presenta riesgos de seguridad durante su aplicación por las quemaduras que pueda ocasionar. Cuando se utilizan sustancias hormonales, generalmente, se emplean las giberelinas, citoninas, benziladenina y etileno. La dosis de los tratamientos hormonales es en partes por millón (ppm) y la concentración depende de la especie, estado de las cubiertas, método de aplicación, duración del tratamiento, temperatura y combinación de hormonas (Nikolaeva, citado por Camacho, 1994).

4.8.3. Métodos mecánicos

Los tratamientos mecánicos modifican la cubierta de la semilla permitiendo la entrada de agua a ésta (Tischer y Young, 1983). Este tratamiento representa lo que ocurre en campo, un proceso de abrasión en la cubierta de la semilla por agentes como: movimiento del suelo y agua, fluctuación de temperatura y acción de microorganismos del suelo. Nikolaeva (citado por Camacho, 2002) menciona que la escarificación mecánica consiste en raspar, quebrar o perforar

las cubiertas de la semilla, ya sea en forma manual o con aparatos. En forma manual, en lotes de semilla pequeños, se pueden utilizar lijas, tenazas, martillos o agujas; este método es sencillo y efectivo, ya que implica pocos riesgos, a excepción de que las semillas quedan expuestas al ataque de patógenos.

4.9. Efecto de tratamientos de escarificación en la germinación de semillas de *U. brizantha* y *M. maximus*

Se ha indicado que la presencia de lema y palea coriácea unida al cariósido e inhibidores, son causa de latencia de las semillas del género *Urochloa*, lo cual dificulta su germinación (Quero *et al.*, 2007). Al respecto, Meschede *et al.* (2004) al evaluar diversos tratamientos de escarificación para romper dormancia en tres lotes de semilla de *U. brizantha* cv. Marandú, encontraron que la remoción de glumas fue el tratamiento que presentó los mayores valores de germinación, con un promedio de 60 %. Esta misma respuesta fue reportada por Vieira *et al.* (1998), quienes al evaluar diferentes tratamientos de escarificación en cariósidos de *U. brizantha* cv. Insurgente, encontraron que los tratamientos evaluados siempre fueron superiores al control. Otros autores (Faría *et al.*, 1996; Martins y Da Silva, 2003; Usberti y Martins, 2007), para esta misma especie de pasto, reportaron que la inmersión de las semillas en ácido sulfúrico, durante 5 a 15 minutos mejoró su germinación en más de 30 %, en comparación con el control, ya que el ácido disuelve por completo la lema y palea de la espiguilla, agrieta y debilita las cubiertas del cariósido, lo cual permite la entrada de agua e intercambio de gases, facilita la expansión del embrión y salida de la radícula. Las sustancias hormonales como el ácido

giberélico también se han recomendado para mejorar la germinación de semillas de gramíneas forrajeras.

4.10. Comentarios de la revisión de literatura

Con base en la revisión de literatura, se observa que los pastos *U. brizantha* cv. Insurgente y *M. maximus* cv. Mombaza son gramíneas forrajeras que tienen rendimientos altos de materia seca, con valores de 1,370 a 4,840 kg de MS para la época de mínima y máxima precipitación, respectivamente, con un 4.5 % de proteína en tallos y 7.1 % en hojas y rendimientos de semilla total y pura de 135 y 42 kg ha⁻¹ año⁻¹, respectivamente. *Megathyrsus maximus* presenta alta producción con 165.3 t ha⁻¹ año⁻¹ de forraje verde y 32.9 t ha⁻¹ año⁻¹ de materia seca, alto porcentaje de hojas (87 %) y las cantidades de proteína total en hojas y tallos es de 13 y 10 %, respectivamente. El principal problema del establecimiento de praderas de estas especies forrajeras, es la baja pureza física de las semillas y germinación debido a la presencia de dormancia. Existen tratamientos de escarificación físicos, mecánicos y químicos para romper dicha dormancia. Dentro de los tratamientos químicos, el uso de los ácidos sulfúrico y giberélico son los más estudiados. Sin embargo, existen discrepancias de resultados sobre todo en el tiempo de ruptura de la dormancia en las semillas, ya que mientras algunos autores hablan de tres meses, otros de seis meses y hasta 12 meses. En general, existe poca información sobre tratamientos de escarificación de semillas en las especies estudiadas.

5. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Localización del área experimental

El estudio se realizó en el laboratorio Químico-Biológico de la Universidad del Papaloapan *Campus* Loma Bonita, Oaxaca, ubicada en las coordenadas geográficas 95° 53' Latitud Norte y 18° 06' Longitud Oeste, a una altura de 30 msnm (Muñoz, 2001).

5.2. Material genético utilizado

Se utilizaron lotes de semillas de *Urochloa brizantha* cv. Insurgente y *Megathyrsus maximus* cv. Mombaza, los cuales fueron producidos en el Campo Experimental de la Universidad del Papaloapan, durante el ciclo verano-otoño de 2008. La cosecha de la semilla de los pastos *Megathyrsus* y *Urochloa* se realizó el 6 y 25 de noviembre de 2008, respectivamente. La cosecha de semilla de *M. maximus* se realizó en forma manual, utilizando la técnica tradicional para la cosecha de semilla de gramíneas tropicales (INIFAP, 1989), que consiste en cortar todas las inflorescencias presentes y posteriormente someterlas a un proceso de sudado natural, el cual incrementa la madurez de las semillas y facilita el desprendimiento de las mismas. Para simular el proceso de sudado, las inflorescencias cosechadas se colocaron sobre un plástico, en el mismo terreno, las cuales se cubrieron con material vegetal que quedó después de haber cortado las inflorescencias. El periodo de sudado fue de cuatro días. Posteriormente, se realizó la sacudida, limpieza y secado de la semilla en forma natural. La semilla obtenida, se envasó en una bolsa de papel y se almacenó en

condiciones ambientales en el laboratorio Químico-Biológico de la Universidad del Papaloapan, *Campus* Loma Bonita. El mismo procedimiento se realizó para la obtención de la semilla de *U. brizantha*. En ambos lotes, posterior al envasado y almacenamiento de la semilla, se determinó la pureza física, la cual se calculó por el método internacional, utilizando una muestra de dos gramos de semilla para *M. maximus* y 10 gramos para *U. brizantha*, ambas muestras por triplicado; separando éstas en sus componentes: semilla pura y material inerte (ISTA, 2005). La pureza de las semillas utilizadas fue de 26.9 y 76.6 % para *U. brizantha* y *M. maximus*, respectivamente.

5.3. Tratamientos y diseño experimental

Para eliminar la dormancia de las semillas de *U. brizantha* y *M. maximus*, en experimentos independientes, se evaluaron 14 tratamientos de escarificación, los cuales consistieron en la inmersión de las semillas puras en agua con jabón, agua caliente, ácido sulfúrico concentrado (98 %), ácido giberélico, mezcla de fitohormonas, vinagre casero, jugo de limón y agua carbonatada. Cada uno de los tratamientos evaluados se describen en el Cuadro 1. Los tratamientos de escarificación se aplicaron a los tres y medio meses, y cinco meses y medio en *U. brizantha* y a los cuatro y seis meses en *M. maximus*.

En ambos experimentos a los cinco y medio meses y seis meses únicamente se aplicaron los 8 mejores tratamientos observados a los tres y medio meses, y cuatro meses en *U. brizantha* y *M. maximus*, respectivamente. Los tratamientos se distribuyeron en un diseño completamente al azar, con cuatro repeticiones

por tratamiento. Se utilizaron 400 semillas puras por tratamiento para *M. maximus* y 200 semillas para *U. brizantha*.

Cuadro 1. Tratamientos evaluados en el experimento “Evaluación de tratamientos de escarificación en semillas de los pastos *Urochloa brizantha* cv. Insurgente y *Megathyrsus maximus* cv. Mombaza”

Tratamiento	Descripción
T ₁	Espiguillas sin tratamiento de escarificación.
T ₂	Espiguillas humedecidas con solución de nitrato de potasio (0.2 %).
T ₃	Inmersión de espiguillas en agua con jabón, durante 12 hrs.
T ₄	Inmersión de espiguillas en agua caliente a 80 °C, durante 1 min.
T ₅	Inmersión de espiguillas en agua caliente a 80 °C, durante 3 min.
T ₆	Inmersión de espiguillas en ácido sulfúrico concentrado (98 %), durante 10 min.
T ₇	Inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 400 ppm, durante 10 min.
T ₈	Inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 800 ppm, durante 10 min.
T ₉	Inmersión de espiguillas en ácido sulfúrico concentrado (98 %) durante 10 min + inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 400 ppm, durante 10 min.
T ₁₀	Inmersión de espiguillas en ácido sulfúrico concentrado (98 %) durante 10 min + inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 800 ppm, durante 10 min.
T ₁₁	Inmersión de espiguillas en mezcla de fitohormonas (Humiforte*), durante 10 min.
T ₁₂	Inmersión de espiguillas en ácido acético (vinagre casero) pH 4.0, durante 12 hrs.
T ₁₃	Inmersión de espiguillas en jugo de limón pH 2.0, durante 12 hrs.
T ₁₄	Inmersión de espiguillas en agua carbonatada pH 4.0, durante 12 hrs.

* Humiforte=Mezcla de fitohormonas reguladoras del crecimiento.

5.4. Desarrollo del experimento

Posterior a la aplicación, de cada uno de los tratamientos de escarificación indicados, se evaluó el porcentaje de germinación de la semilla, mediante una prueba de germinación estándar. Para ello, las semillas de *M. maximus* se colocaron sobre papel absorbente en cajas Petri de tamaño 10 x 1.5 cm y las de *U. brizantha* en cajas de plástico tipo sandwicheras de tamaño 14.5 x 9.5 x 4.5 cm con capacidad de 0.5 L, con tapa y provistas de papel absorbente. Las cajas Petri y tipo sandwicheras, conteniendo las semillas de *M. maximus* y *U. brizantha*, respectivamente, se colocaron sobre una mesa dentro del laboratorio, durante 30 días a una temperatura de 30 °C y luz constante. De manera adicional para ambas especies, se realizó una prueba de germinación en charolas de tamaño 39.5 x 27.7 x 6 cm, con capacidad de 8 L, empleando como sustrato, arena de río; se sembró a dos centímetros de profundidad, cinco centímetros de distancia entre surcos y las semillas se depositaron a chorrillo. Las semillas y material utilizado en las pruebas de germinación, se desinfectaron con hipoclorito de sodio al 5 %, durante cinco minutos y posteriormente se enjuagaron con agua destilada. En los tratamientos donde se utilizó ácido sulfúrico, después del periodo de inmersión de las semillas, éstas se lavaron en agua corriente, durante cinco minutos, con la finalidad de retirar los residuos de ácido.

5.5. Variables evaluadas

En cada uno de los experimentos, se evaluaron el porcentaje y velocidad de germinación de las semillas. Para determinar el porcentaje de germinación se

realizó una prueba de germinación estándar y se realizaron cuatro conteos a los 4, 10, 15 y 30 días. La velocidad de germinación se determinó a los cuatro días después de la siembra y el cálculo se realizó de acuerdo a la propuesta de Maguire (1962), empleando la fórmula siguiente: velocidad de emergencia = número de plántulas emergidas / días transcurridos desde la siembra al primer conteo. El porcentaje de germinación, se estimó a partir de las plántulas normales, considerando una plántula normal aquella que cumplía con todas sus características morfológicas adecuadas (raíz, mesocótilo, coleoptilo y primeras hojas) para producir una planta normal, mientras que las plántulas anormales fueron aquellas que carecían de alguna parte de radícula, parte aérea o presentaban alguna deformación (ISTA, 2005).

5.6. Análisis estadístico

Los datos obtenidos, se sometieron a análisis de varianza para probar diferencias entre tratamientos, con base en el diseño experimental completamente al azar. La comparación de medias de tratamientos, se realizó mediante la prueba de Tukey con un nivel de significancia de 0.05 (SAS, 1998). Los valores de porcentaje de germinación se transformaron previamente a arco seno ($\sqrt{\%/100}$) y posteriormente fueron retransformados para su discusión. El modelo estadístico utilizado fue el siguiente:

Modelo estadístico: $Y_{ij} = \mu + T_i + E_{ij}$, donde: Y_{ij} = variable de respuesta, μ = media general, T_i = efecto del i-ésimo tratamiento, E_{ij} = error experimental

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1. *Urochloa brizantha* cv. Insurgente

6.1.1. Efecto de tratamientos de escarificación en la germinación de las semillas

El Cuadro 2 muestra los porcentajes de germinación de la semilla de *U. brizantha* cv. Insurgente, obtenidos en los diferentes tratamientos de escarificación, a tres y medio meses después de haber sido cosechada. Se observó diferencia estadística entre tratamientos ($P < 0.01$), tanto en cajas sandwicheras como en charolas de aluminio, con arena de río como sustrato. En cajas sandwicheras, el valor mayor de germinación (18.8 %) se obtuvo con el tratamiento T₆ (inmersión de espiguillas en ácido sulfúrico concentrado, durante 10 min.), valor que fue similar ($P > 0.05$) al tratamiento T₉ (inmersión de espiguillas en ácido sulfúrico concentrado (98 %) durante 10 min + inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 400 ppm, durante 10 min) pero diferente y superior a los valores obtenidos con los demás tratamientos de escarificación evaluados. Mientras que en charolas con arena de río como sustrato, el valor mayor de germinación (26.6 %) ocurrió con el tratamiento T₁₀ (inmersión de espiguillas en ácido sulfúrico concentrado, durante 10 min + inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 800 ppm, durante 10 min), valor que fue similar ($P > 0.05$) a los obtenidos con los tratamientos T₉ (inmersión de espiguillas en ácido sulfúrico concentrado, durante 10 min + inmersión de espiguillas en ácido giberélico a

Cuadro 2. Porcentaje de germinación en semillas de *Urochloa brizantha* cv. Insurgente, sometidas a diferentes tratamientos de escarificación y germinadas en dos sustratos, a tres y medio meses después de la cosecha.

Tratamiento	Descripción	Sustrato	
		Cajas Petri (%)	Charolas con arena (%)
T ₁	Espiguillas sin tratamiento de escarificación.	0.0 d	0.1 f
T ₂	Espiguillas humedecidas con solución de nitrato de potasio (0.2 %).	8.9 c	9.3 cde
T ₃	Inmersión de espiguillas en agua con jabón, durante 12 hrs.	0.0 d	11.6 cde
T ₄	Inmersión de espiguillas en agua caliente a 80 °C, durante 1 min.	0.0 d	10.8 cde
T ₅	Inmersión de espiguillas en agua caliente a 80 °C, durante 3 min.	0.0 d	0.0f
T ₆	Inmersión de espiguillas en ácido sulfúrico concentrado (98 %), durante 10 min.	18.8 a	16.5 abc
T ₇	Inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 400 ppm, durante 10 min.	4.4 c	10.9 cde
T ₈	Inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 800 ppm, durante 10 min.	0.0 d	14.9 bcd
T ₉	Inmersión de espiguillas en ácido sulfúrico concentrado (98 %), durante 10 min + inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 400 ppm, durante 10 min.	17.8 ab	22.9 ab
T ₁₀	Inmersión de espiguillas en ácido sulfúrico concentrado (98 %), durante 10 min + inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 800 ppm, durante 10 min.	9.7 bc	26.6 a
T ₁₁	Inmersión de espiguillas en mezcla de fitohormonas (humiforte [*]), durante 10 min.	0.1 d	8.9 cde
T ₁₂	Inmersión de espiguillas en ácido acético (vinagre casero) pH 4.0, durante 12 hrs.	9.2 bc	7.9 de
T ₁₃	Inmersión de espiguillas en jugo de limón pH 2.0, durante 12 hrs.	5.4 c	5.9 e
T ₁₄	Inmersión de espiguillas en agua carbonatada pH 4.0, durante 12 hrs.	4.5 c	4.9 e

abcde Literales diferentes en cada columna, indican diferencia significativa (Tukey, P<0.05).

*Humiforte= Mezcla de fitohormonas reguladoras del crecimiento.

una concentración de 400 ppm, durante 10 min) y T₆ (inmersión de espiguillas en ácido sulfúrico concentrado, durante 10 minutos), con valores de 22.9 y 16.5 %, respectivamente, pero diferente y superior a los demás tratamientos. La germinación mayor observada con el tratamiento T₆ (inmersión de espiguillas en ácido sulfúrico concentrado, durante 10 min), se debió a que el ácido eliminó las estructuras externas de la semilla: lemma y pálea, las cuales contienen sustancias químicas que inhiben la germinación, que al eliminarse favoreció la germinación con un valor máximo de 18.8 %. Resultados similares fueron reportados por Zulay *et al.* (1998), quienes encontraron una germinación de 26 y 30 % a 5 y 7 meses de almacenamiento, respectivamente, cuando utilizó ácido sulfúrico, durante 20 min en *Urochloa dictyoneura*. En el presente estudio, en charolas con arena de río como sustrato, el valor mayor de germinación obtenido con la inmersión de las semillas en ácido sulfúrico concentrado + inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 800 ppm, durante 10 min, así como la inmersión de las espiguillas en ácido sulfúrico concentrado, durante 10 min + inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 400 ppm, durante 10 min, se debió a que el ácido sulfúrico eliminó la lema y pálea, y al quedar la semilla descubierta, el ácido giberélico actuó más fácilmente sobre ésta incrementando el crecimiento y, en consecuencia, un porcentaje mayor de germinación. En este sentido, Hernández (2010) indicó que al remover las estructuras que envuelven las semillas y su inmersión en solución de ácido giberélico, se obtiene la máxima germinación, ya que al remover las glumas, lema y palea de las espiguillas se

eliminan las sustancias inhibidoras de la germinación que se encuentran en dichas estructuras.

El Cuadro 3 muestra los porcentajes de germinación de las semillas de *U. brizantha* cv. Insurgente, a cinco y medio meses después de su cosecha. Se observaron diferencias estadísticas ($P < 0.01$) entre tratamientos. En cajas sandwicheras, el valor mayor de germinación (52.1 %) se obtuvo con el tratamiento T₃ (inmersión de las espiguillas en ácido sulfúrico concentrado, durante 10 min), valor que fue similar ($P > 0.05$) al obtenido con el tratamiento T₅ (inmersión de espiguillas en ácido sulfúrico concentrado, durante 10 min + inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 800 ppm, durante 10 min), con un valor de 35.8 % pero diferente y superior a los demás tratamientos. En charolas con arena de río como sustrato, se encontraron diferencias estadísticas entre tratamientos ($P < 0.01$), donde el valor mayor de germinación (52 %) se obtuvo con la inmersión de las espiguillas en ácido sulfúrico concentrado, durante 10 min, valor que fue diferente y superior ($P < 0.05$) al obtenido con el tratamiento T₈ (inmersión de espiguillas en agua carbonatada pH 4.0, durante 12 hrs.), el cual presentó una germinación de 29.3 %, pero similar ($P < 0.05$) a los observados con los demás tratamientos.

La germinación mayor (52 %) ocurrida con el tratamiento T₃ (inmersión de las espiguillas en ácido sulfúrico concentrado, durante 10 min), tanto en cajas sandwicheras como en charolas con arena de río posiblemente se debió a que el ácido eliminó la lemma y pálea que impiden la penetración del agua a la semilla. Los porcentajes mayores de germinación obtenidos a los 5.5 meses después de la cosecha de la semilla, en comparación con los de 3.5 meses,

Cuadro 3. Porcentaje de germinación en semillas de *Urochloa brizantha* cv. Insurgente, sometidas a diferentes tratamientos de escarificación y germinadas en dos sustratos, realizada a cinco y medio meses después de la cosecha.

Tratamiento	Descripción	Sustrato	
		Cajas Petri (%)	Charolas con arena (%)
T ₁	Espiguillas sin tratamiento de escarificación.	14.5 cd	35.9 ab
T ₂	Espiguillas humedecidas con solución de nitrato de potasio (0.2 %).	12.6 d	35.1 ab
T ₃	Inmersión de espiguillas en ácido sulfúrico concentrado (98 %), durante 10 min.	52.1 a	52.0 a
T ₄	Inmersión de espiguillas en ácido sulfúrico concentrado (98 %), durante 10 min + inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 400 ppm, durante 10 min.	29.2 bc	47.3 ab
T ₅	Inmersión de espiguillas en ácido sulfúrico concentrado (98 %), durante 10 min + inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 800 ppm, durante 10 min.	35.8 ab	38.6 ab
T ₆	Inmersión de espiguillas en ácido acético (vinagre casero) pH 4.0, durante 12 hrs.	11.1 de	39.9 ab
T ₇	Inmersión de espiguillas en jugo de limón pH 2.0, durante 12 hrs.	2.0 ef	41.3 ab
T ₈	Inmersión de espiguillas en agua carbonatada pH 4.0, durante 12 hrs.	0.0 f	29.3 b

abcdef Literales diferentes en cada columna, indican diferencia significativa (Tukey, P<0.05).

posiblemente se debió a que las semillas perdieron la dormancia en forma natural, ya que de acuerdo con Enríquez y Quero (2006b), las semillas de *U. brizantha* pierden la dormancia durante el almacenamiento en un periodo de tres a ocho meses. Otros investigadores (Azcorra y Lara del Rio, 2003), al evaluar el efecto del tiempo de almacenamiento en la germinación de las

semillas de *U. brizantha* encontraron valores de germinación de 2, 3 y 48 % a los 0, 3.5 y 6.5 meses de almacenamiento. Estos mismos autores señalaron que la baja germinación de las semillas en los primeros meses, después de ser cosechadas, se debió a que la germinación es bloqueada por sustancias inhibitoras del crecimiento que se encuentran en la cubierta de la semilla.

6.1.2. Efecto de tratamientos de escarificación en la velocidad de germinación de las semillas

El Cuadro 4 muestra la velocidad de germinación en semillas de *U. brizantha* cv. Insurgente, a tres y medio meses después de haber sido cosechadas. Se observaron diferencias estadísticas entre tratamientos ($P < 0.01$), tanto en cajas sandwicheras como en charolas con arena de río como sustrato. En cajas sandwicheras, se encontró que el valor mayor de velocidad de germinación (2.5 %) se obtuvo con el tratamiento T₉, el cual consistió en la inmersión de las espiguillas en ácido sulfúrico concentrado, durante 10 min + inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 400 ppm, durante 10 min., valor que fue similar a los tratamientos T₆ (inmersión de espiguillas en ácido sulfúrico concentrado, durante 10 min) y T₁₀ (inmersión de espiguillas en ácido sulfúrico concentrado, durante 10 min + inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 800 ppm, durante 10 min), con valores de 1.3 y 1.1 %, respectivamente.

En charolas con arena de río como sustrato, el valor más alto (4.8 %) de germinación se obtuvo con el tratamiento T₉ (inmersión de espiguillas en ácido

Cuadro 4. Velocidad de germinación en semillas de *Urochloa brizantha* cv. Insurgente, sometidas a diferentes tratamientos de escarificación y germinadas en dos sustratos, a tres y medio meses después de la cosecha.

Tratamiento	Descripción	Sustrato	
		Cajas Petri (%)	Charolas con arena (%)
T ₁	Espiguillas sin tratamiento de escarificación.	0.0 b	0.0 c
T ₂	Espiguillas humedecidas con solución de nitrato de potasio (0.2 %).	0.5 ab	0.1 c
T ₃	Inmersión de espiguillas en agua con jabón, durante 12 hrs.	0.3 b	1.1 c
T ₄	Inmersión de espiguillas en agua caliente a 80 ° C, durante 1 min.	0.0 b	0.3 c
T ₅	Inmersión de espiguillas en agua caliente a 80 ° C, durante 3 min.	0.0 b	0.0 c
T ₆	Inmersión de espiguillas en ácido sulfúrico concentrado, durante 10 min.	1.3 ab	1.7 bc
T ₇	Inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 400 ppm, durante 10 min.	0.3 ab	0.5 c
T ₈	Inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 800 ppm, durante 10 min.	0.0 b	0.6 c
T ₉	Inmersión de espiguillas en ácido sulfúrico concentrado, durante 10 min + inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 400 ppm, durante 10 min.	2.5 a	4.8 a
T ₁₀	Inmersión de espiguillas en ácido sulfúrico concentrado, durante 10 min + inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 800 ppm, durante 10 min.	1.1 ab	3.5 ab
T ₁₁	Inmersión de espiguillas en mezcla de fitohormonas (Humiforte [®]), durante 10 min.	0.0 b	0.0 c
T ₁₂	Inmersión de espiguillas en ácido acético (vinagre casero) pH 4.0, durante 12 hrs.	0.4 ab	0.1 c
T ₁₃	Inmersión de espiguillas en jugo de limón pH 2.0, durante 12 hrs.	0.3 ab	0.0 c
T ₁₄	Inmersión de espiguillas en agua carbonatada pH 4.0, durante 12 hrs.	0.3 ab	0.0 c

abcdefg Literales diferentes en cada columna, indican diferencia significativa (Tukey, P<0.05).

* Humiforte= Mezcla de fitohormonas reguladoras del crecimiento

sulfúrico concentrado, durante 10 min + inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 400 ppm, durante 10 min), valor que fue similar ($P>0.05$) al obtenido con el tratamiento T₁₀ (inmersión de espiguillas en ácido sulfúrico concentrado, durante 10 min + inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 800 ppm, durante 10 min), con un valor de 3.5 %, pero diferente y superior ($P<0.05$) a los demás tratamientos. En ambos sustratos la velocidad mayor de germinación observada con la inmersión de las semillas en ácido sulfúrico concentrado, durante 10 min + inmersión en ácido giberélico a una concentración de 400 ppm, durante 10 min se debió a que el ácido eliminó la lemma y pálea que impiden la penetración del agua y oxígeno a las semillas, de ahí que el ácido giberélico actuó directamente sobre el embrión de las semillas, promoviendo su crecimiento e incrementando la velocidad de germinación (Zulay *et al.*, 1998)

El Cuadro 5 muestra la velocidad de germinación de semillas de *U. brizantha* cv. Insurgente a los cinco y medio meses después de su cosecha. En cajas sandwicheras no hubo diferencias estadísticas ($P>0.05$) entre tratamientos; mientras que en charolas con arena de río como sustrato, la diferencia fue significativa ($P<0.01$), donde el valor mayor de velocidad de germinación (3.5 %) se obtuvo con el tratamiento T₃ (inmersión de espiguillas en ácido sulfúrico concentrado, durante 10 min), valor que fue similar ($P>0.05$) al obtenido con el tratamiento T₄ (inmersión de espiguillas en ácido sulfúrico concentrado, durante 10 min + inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 400 ppm, durante 10 min), con un valor de 3.3 %, pero diferente y superior a los demás tratamientos. Los valores mayores de germinación, obtenidos tanto en

cajas Petri como en charolas con arena de río como sustrato, se debió a que el ácido sulfúrico removi6 por completo las estructuras (gluma, lemma y pálea) que rodean al cari6pside y con ello se facilit6 la entrada de agua y ox6geno necesarios en el proceso de germinaci6n (Zulay *et al.*, 1998).

Cuadro 5. Velocidad de germinaci6n en semillas de *Urochloa brizantha* cv. Insurgente, sometidas a diferentes tratamientos de escarificaci6n y germinadas en dos sustratos, a cinco y medio meses despu6s de la cosecha.

Tratamiento	Descripci6n	Sustrato	
		Cajas Petri (%)	Charolas con arena (%)
T ₁	Espiguillas sin tratamiento de escarificaci6n.	0.8 a	1.5 b
T ₂	Espiguillas humedecidas con soluci6n de nitrato de potasio (0.2 %).	1.0 a	0.2 b
T ₃	Inmersi6n de espiguillas en 6cido sulf6rico concentrado (98 %), durante 10 min.	1.9 a	3.5 a
T ₄	Inmersi6n de espiguillas en 6cido sulf6rico concentrado (98 %), durante 10 min + inmersi6n de espiguillas en 6cido giber6lico a una concentraci6n de 400 ppm, durante 10 min.	2.0 a	3.3 a
T ₅	Inmersi6n de espiguillas en 6cido sulf6rico concentrado (98 %), durante 10 min + inmersi6n de espiguillas en 6cido giber6lico a una concentraci6n de 800 ppm, durante 10 min.	2.1 a	1.3 b
T ₆	Inmersi6n de espiguillas en 6cido ac6tico (vinagre casero) pH 4.0, durante 12 hrs.	0.2 a	1.3 b
T ₇	Inmersi6n de espiguillas en jugo de lim6n pH 2.0, durante 12 hrs.	0.1 a	1.2 b
T ₈	Inmersi6n de espiguillas en agua carbonatada pH 4.0, durante 12 hrs.	0.0 a	1.1 b

ab Literales diferentes en cada columna, indican diferencia significativa (Tukey, P<0.05).

6.2. *Megathyrus maximus* cv. Mombaza

6.2.1. Efecto de tratamientos de escarificación en la germinación de las semillas

El Cuadro 6, muestra los porcentajes de germinación de la semilla de *M. maximus* cv. Mombaza, obtenidos en los diferentes tratamientos de escarificación, a los cuatro meses después de cosechar la semilla. Se observaron diferencias significativas entre tratamientos ($P < 0.01$), tanto en cajas Petri como en charolas. En cajas Petri, el valor mayor de germinación (28.2 %) se obtuvo con el tratamiento T₁₂ que consistió en la inmersión de las espiguillas en ácido acético (vinagre casero), durante 12 hrs, valor que fue 580.5 % mayor al testigo. El tratamiento T₇ que consistió en la inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 400 ppm, durante 10 min fue el segundo tratamiento mejor, con un valor de 19.5 %, valor que fue similar ($P > 0.05$) al obtenido con los tratamientos T₂ (humedecimiento del sustrato con solución de nitrato de potasio al 0.2 %), T₈ (inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 800 ppm, durante 10 min) y T₁₃ (inmersión de espiguillas en jugo de limón, durante 12 hrs), con valores de 13.2, 13.3 y 12.2 %, respectivamente, pero diferente y superior a los demás tratamientos. En el caso de charolas con arena de río como sustrato, el mayor valor de germinación (21.7 %) se presentó con el tratamiento T₈ (inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 800 ppm, durante 10 min), valor que fue similar ($P > 0.05$) a los obtenidos con los tratamientos T₇ (inmersión de

Cuadro 6. Porcentaje de germinación en semillas de *Megathyrsus maximus* cv. Mombaza, sometidas a diferentes tratamientos de escarificación y germinadas en dos sustratos, a cuatro meses después de la cosecha.

Tratamiento	Descripción	Sustrato	
		Cajas Petri (%)	Charolas con arena (%)
T ₁	Espiguillas sin tratamiento de escarificación.	4.1 de	10.3 c
T ₂	Espiguillas humedecidas con solución de nitrato de potasio (0.2 %).	13.2 bc	12.9 bc
T ₃	Inmersión de espiguillas en agua con jabón durante 12 hrs.	2.3 e	13.2 abc
T ₄	Inmersión de espiguillas en agua caliente a 80 °C, durante 1 min.	0.1 fg	0.0 d
T ₅	Inmersión de espiguillas en agua caliente a 80 °C, durante 3 min.	0.0 g	0.0 d
T ₆	Inmersión de espiguillas en ácido sulfúrico concentrado (98 %), durante 10 min.	1.5 ef	0.9 d
T ₇	Inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 400 ppm, durante 10 min.	19.4 b	21.6 a
T ₈	Inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 800 ppm, durante 10 min.	13.3 bc	21.7 a
T ₉	Inmersión de espiguillas en ácido sulfúrico concentrado (98 %), durante 10 min + inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 400 ppm, durante 10 min.	1.1 ef	1.2 d
T ₁₀	Inmersión de espiguillas en ácido sulfúrico concentrado (98 %), durante 10 min + inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 800 ppm, durante 10 min.	1.6 e	1.2 d
T ₁₁	Inmersión de espiguillas en mezcla de fitohormonas (Humiforte [®]), durante 10 min.	10.7 c	17.1 abc
T ₁₂	Inmersión de espiguillas en ácido acético (vinagre casero) pH 4.0, durante 12 hrs.	28.2 a	18.9 ab
T ₁₃	Inmersión de espiguillas en jugo de limón pH 2.0, durante 12 hrs.	12.2 bc	12.7 bc
T ₁₄	Inmersión de espiguillas en agua carbonatada pH 4.0, durante 12 hrs.	7.4 cd	12.5 bc

abcdefg Literales diferentes en cada columna, indican diferencia significativa (Tukey, P<0.05).

* Humiforte= Mezcla de fitohormonas reguladoras del crecimiento

espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 400 ppm, durante 10 min), T₁₂ (inmersión de espiguillas en ácido acético, durante 12 hrs), T₁₁ (inmersión de espiguillas en mezcla de fitohormonas (Humiforte), durante 10 min) y T₃ (inmersión de espiguillas en agua con jabón, durante 12 hrs), con valores de 21.6, 18.9, 17.1 y 13.2 %, respectivamente, pero diferente y superiores a los demás tratamientos.

En cajas Petri, el mayor valor de germinación (28.2 %) obtenido con el tratamiento T₁₂, el cual consistió en la inmersión de las espiguillas en ácido acético, posiblemente se debió a que el vinagre es un antimicótico y antimicrobiano natural, con un pH de 4.0, lo que probablemente contribuyó a disminuir la dormancia incrementando el porcentaje de germinación. Mientras que en charolas con arena como sustrato, los mayores valores de germinación (21.7 y 21.6 %) obtenidos con la inmersión de las espiguillas en ácido giberélico a 800 y 400 ppm, respectivamente, posiblemente se debió a que el ácido giberélico es una fitohormona que promueve el crecimiento de las plantas. Estos resultados difieren de los reportados por Hernández (2010), quien al evaluar tratamientos de escarificación con ácido giberélico a concentraciones de 400 y 300 ppm, en semillas de *U. brizantha*, encontró porcentajes de germinación de 58.1 y 55 %, respectivamente. Asimismo, Morales y Melgoza (2003), al tratar con ácido giberélico a semillas de pasto *Melinis minutiflora* encontraron valores de germinación entre 55 y 60 %.

En el Cuadro 7 se presentan los porcentajes de germinación de semillas de *M. maximus* cv. Insurgente a seis meses después de la cosecha de la semilla. Se observaron diferencias estadísticas ($P < 0.01$) entre tratamientos. En cajas Petri,

Cuadro 7. Porcentaje de germinación en semillas de *Megathyrsus maximus* cv. Mombaza, sometidas a diferentes tratamientos de escarificación y germinadas en dos sustratos, a los seis meses después de la cosecha.

Tratamiento	Descripción	Sustrato	
		Cajas Petri (%)	Charolas con arena (%)
T ₁	Espiguillas sin tratamiento de escarificación.	48.6 a	40.9 a
T ₂	Espiguillas humedecidas con solución de nitrato de potasio (0.2 %).	41.3 ab	46.7 a
T ₃	Inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 400 ppm, durante 10 min.	30.6 b	42.5 a
T ₄	Inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 800 ppm, durante 10 min.	41.4 ab	47.8 a
T ₅	Inmersión de espiguillas en mezcla de fitohormonas (Humiforte*), durante 10 min.	42.7 ab	44.7 a
T ₆	Inmersión de espiguillas en ácido acético (vinagre casero) pH 4.0, durante 12 hrs.	30.5 b	17.7 b
T ₇	Inmersión de espiguillas en jugo de limón pH 2.0, durante 12 hrs.	38.6 ab	36.3 a
T ₈	Inmersión de espiguillas en agua carbonatada pH 4.0, durante 12 hrs.	33.9 b	43.5 a

ab Literales diferentes en cada columna, indican diferencia significativa (Tukey, P<0.05).

* Humiforte= Mezcla de fitohormonas reguladoras del crecimiento

la mayor germinación (48.5 %) se obtuvo con el tratamiento T₁ (testigo), valor que fue similar (P>0.05) a los obtenidos con el tratamiento T₂ (humedecimiento del sustrato con solución de nitrato de potasio al 0.2 %), T₄ (inmersión de las espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 800 ppm, durante 10 min), T₅ (inmersión de las espiguillas en mezcla de fitohormonas (Humiforte), durante 10 min) y T₇ (inmersión de las espiguillas en jugo de limón, durante 12 hrs), con valores de 41.3, 41.4, 42.7 %, respectivamente, pero diferentes y superiores a los demás tratamientos. En charolas con arena como sustrato, se

encontró diferencia estadística entre tratamientos ($P < 0.01$), donde el valor mayor de germinación (47.8 %) se obtuvo con la inmersión de las espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 800 ppm, durante 10 min, valor que fue similar ($P > 0.05$) a los demás tratamientos, pero diferente y superior al valor obtenido con el tratamiento T₆ (inmersión de las espiguillas en ácido acético, durante 12 hrs.), el cual presentó una germinación de 17.7 %. Estos resultados indican que tanto en cajas Petri como en charolas con arena como sustrato, los porcentajes de germinación son altos. Resultados similares fueron reportados por Faria *et al.* (1996), quienes al evaluar diferentes tratamientos de escarificación en semillas de *Megathyrsus maximus* y *Urochloa brizantha* encontraron que las semillas no tratadas junto con las semillas tratadas con nitrato de potasio al 0.2 % durante 5 minutos mostraron los más altos porcentajes de germinación (24.4 y 20.7). Las respuestas obtenidas se asemejan a las citadas por Rodríguez *et al.* (1986), donde semillas de *Urochloa humidicola* fueron tratadas químicamente con nitrato de potasio, ácido glibérico y ácido sulfúrico. Estos autores determinaron que ninguno de los tratamientos contribuyó a romper con la latencia de las semillas.

6.2.2. Efecto de tratamientos de escarificación en la velocidad de germinación de las semillas

El Cuadro 8 presenta la velocidad de germinación en semillas de *M. maximus* cv. Mombaza, a cuatro meses después de la cosecha. Se encontraron diferencias estadísticas ($P < 0.01$) entre tratamientos tanto en cajas Petri como en charolas con arena como sustrato. En cajas Petri, se observó que el valor

Cuadro 8. Velocidad de germinación en semillas de *Megathyrsus maximus* cv. Mombaza, sometidas a diferentes tratamientos de escarificación y germinadas en dos sustratos, a cuatro meses después de la cosecha.

Tratamiento	Descripción	Sustrato	
		Cajas Petri (%)	Charolas con arena (%)
T ₁	Espiguillas sin tratamiento de escarificación.	1.5 b	1.7 a
T ₂	Espiguillas humedecidas con solución de nitrato de potasio (0.2 %).	0.4 bc	0.2 cd
T ₃	Inmersión de espiguillas en agua con jabón, durante 12 hrs.	0.3 c	0.0 d
T ₄	Inmersión de espiguillas en agua caliente a 80 °C, durante 1 min.	0.0 c	0.0 d
T ₅	Inmersión de espiguillas en agua caliente a 80 °C, durante 3 min.	0.0 c	0.0 d
T ₆	Inmersión de espiguillas en ácido sulfúrico concentrado (98 %), durante 10 min.	0.7 bc	0.0 d
T ₇	Inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 400 ppm, durante 10 min.	0.3 c	0.2 cd
T ₈	Inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 800 ppm, durante 10 min.	0.3 c	0.9 b
T ₉	Inmersión de espiguillas en ácido sulfúrico concentrado (98 %), durante 10 min + inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 400 ppm, durante 10 min.	0.6 bc	0.2 cd
T ₁₀	Inmersión de espiguillas en ácido sulfúrico concentrado (98 %), durante 10 min + inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 800 ppm, durante 10 min.	0.7 bc	0.4 bcd
T ₁₁	Inmersión de espiguillas en mezcla de fitohormonas (Humiforte*), durante 10 min.	0.3 c	0.1 d
T ₁₂	Inmersión de espiguillas en ácido acético (vinagre casero) pH 4.0, durante 12 hrs.	3.0 a	0.7 bc
T ₁₃	Inmersión de espiguillas en jugo de limón pH 2.0, durante 12 hrs.	0.3 c	0.0 d
T ₁₄	Inmersión de espiguillas en agua carbonatada pH 4.0, durante 12 hrs.	0.1 c	0.0 d

abcde Literales diferentes en cada columna, indican diferencia significativa (Tukey, P<0.05).

*Humiforte= Mezcla de fitohormonas reguladoras del crecimiento

mayor de germinación (3.0 %) se obtuvo con el tratamiento T₁₂, el cual consistió en la inmersión de las espiguillas en ácido acético, durante 12 hrs, valor que fue 100 % mayor al obtenido con el tratamiento T₁ (testigo) y diferente y superior a los valores obtenidos con los demás tratamientos (P<0.05). Mientras que en cajas Petri, el tratamiento con el ácido acético, tuvo un porcentaje alto de germinación desde el primero hasta el último conteo, posiblemente a que el ácido acético eliminó las sustancias inhibidoras de la germinación contenidas en las espiguillas y, en consecuencia, favoreció una mayor germinación. Los tratamientos de escarificación empleando agua caliente, no mejoraron la germinación, coincidiendo con los resultados reportados por Bilbao *et al.*, (1979), quien encontró que la inmersión de semillas de *Cenchrus ciliaris* en agua caliente no tuvo influencia en su germinación.

En charolas con arena como sustrato, el tratamiento T₁ (testigo) fue el que mostró la mayor velocidad de germinación (1.7 %), valor que fue diferente y superior a los demás tratamientos, debido posiblemente a que el periodo de latencia ya había culminado, por lo que la semilla germinó rápidamente sin haber recibido tratamiento de escarificación. Resultados similares fueron reportados por Bilbao *et al.* (1979), quien encontró que en semillas de *C. ciliaris* sin tratamiento de escarificación no hubo incremento de la germinación a los 6 meses de almacenamiento, en comparación con las semillas que tuvieron tratamientos de escarificación.

El Cuadro 9 presenta los porcentajes de velocidad de germinación de semillas de *M. maximus* cv. Mombaza, a seis meses después de la cosecha. En cajas

Cuadro 9. Velocidad de germinación en semillas de *Megathyrsus maximus* cv. Mombaza, sometidas a diferentes tratamientos de escarificación y germinadas en dos sustratos, a seis meses después de la cosecha.

Tratamiento	Descripción	Sustrato	
		Cajas Petri (%)	Charolas con arena (%)
T ₁	Espiguillas sin tratamiento de escarificación.	5.8 a	2.0 cd
T ₂	Espiguillas humedecidas con solución de nitrato de potasio (0.2 %)	3.1 a	3.9 b
T ₃	Inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 400 ppm, durante 10 min.	3.9 a	3.5 b
T ₄	Inmersión de espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 800 ppm, durante 10 min.	4.2 a	6.4 a
T ₅	Inmersión de espiguillas en mezcla de fitohormonas (Humiforte*), durante 10 min.	4.4 a	3.9 b
T ₆	Inmersión de espiguillas en ácido acético (vinagre casero) pH 4.0, durante 12 hrs.	3.5 a	1.2 d
T ₇	Inmersión de espiguillas en jugo de limón pH 2.0, durante 12 hrs.	4.8 a	2.1 bcd
T ₈	Inmersión de espiguillas en agua carbonatada pH 4.0, durante 12 hrs.	3.4 a	3.1 bc

abcd Literales diferentes en cada columna, indican diferencia significativa (Tukey, $P < 0.05$).

*Humiforte= Mezcla de fitohormonas reguladoras del crecimiento

Petri, no se observaron diferencias significativas entre tratamientos ($P > 0.05$).

Mientras que en charolas con arena como sustrato, la diferencia fue significativa entre tratamientos ($P < 0.01$) y el valor mayor de velocidad de germinación (6.4 %), se obtuvo con el tratamiento T₄ que consistió en la inmersión de las espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 800 ppm, durante 10 min. En cajas Petri la falta de respuesta de los tratamientos de escarificación en la velocidad de germinación se debió a que los tratamientos se aplicaron a los seis

meses después de la cosecha de la semilla, periodo en el cual la dormancia se pierde naturalmente.

En el caso de las charolas con arena como sustrato, el valor mayor obtenido con el tratamiento T₄ que consistió en la inmersión de las semillas en ácido giberélico a una concentración de 800 ppm, durante 10 min, posiblemente se debió a que el ácido giberélico estimuló y aceleró la germinación y crecimiento de las plántulas.

7. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

Los mejores tratamientos de escarificación de las semillas de *Megathyrus maximus* cv. Mombaza fueron la inmersión de las espiguillas en ácido acético, durante 12 horas y la inmersión de las espiguillas en ácido giberélico a una concentración de 400 ppm, durante 10 min. Mientras que para *Urochloa brizantha* cv. Insurgente el tratamiento de escarificación que mejoró la germinación de las semillas fue la inmersión de las espiguillas en ácido sulfúrico + la inmersión de espiguillas en ácido giberélico, durante 10 min, ya que presentó los valores más altos de germinación, así como la mayor velocidad de germinación en ambas especies.

La respuesta positiva del ácido acético, ácido sulfúrico y ácido giberélico, en mejorar el porcentaje de germinación de las semillas, se atribuyó a la eliminación de las sustancias inhibidoras de la germinación, presentes en las estructuras que envuelven a la semilla y por la promoción del crecimiento del embrión.

Se sugiere continuar con este estudio en ésta y otras especies de gramíneas forrajeras tropicales, con la finalidad de determinar con mayor precisión el mejor tratamiento de escarificación a utilizar para mejorar la germinación de las semillas. Asimismo, evaluar diferentes tiempos de inmersión de las semillas en ácido acético, ácido sulfúrico y ácido giberélico.

8. LITERATURA CITADA

- Aguilar, C. J. A. 1989. Efecto de la época de cosecha y del secado natural sobre la calidad fisiológica de la semilla de maíz. Tesis de Maestría. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Texcoco, Estado de México. 111 p.
- Azcorra, C. J. y Lara del Río, M. 2003. Production and quality of seed of the Insurgente grass, Guinea and Llanero. *Livestock Research for rural Development*. 15(2).
- Baskin, C. C., Baskin, J. M, y Meyer, S. E. 2001. Seed dormancy in the Colorado plateau shrub *Mahonia fremontii* (*Berberidaceae*) and its ecological and evolutionary implications. *The Southwest Naturalist*. 38:331-335.
- Bean, E. W. 1980. Factors affecting the quality of herbage seeds. *In*: Seed production. Hebblethwaite, P. D. (ed). Butterworths, London, England. pp. 593-604.
- Bilbao, U., Febles, G y Matías, C. 1979. Fertilización nitrogenada y momentos de cosecha en la semilla de *Cenchrus ciliaris* L. cv. Biloela. II. Algunos componentes en la producción de semillas. *Pastos y Forrajes*. 2(3): 421-434.
- Bogdan, A. V. 1977. Tropical pasture and fodder plants. 1rst edition. Longman Group Limited. London and New York. Longman Inc. 475 p.
- Bogdan, A. V. 1997. Pastos tropicales y plantas de forraje (pastos y leguminosas). Editorial AGT editor. México, D.F. 461 p.
- Boonman, J. G. 1972. Experimental studies on seed production of tropical grasses in Kenya. 3. The effect of nitrogen and row width on seed crops of *Setaria sphacelata* cv. Nandi. *Netherlands Journal of Agricultural Science*. 20(1):22-34.
- Boonman, J. G. 1978. Producción de semillas de pastos tropicales en Africa, con referencia especial en Kenya. En: Tergas, L. E. y Sánchez, P. (eds.). Producción de pastos en suelos ácidos de los trópicos. CIAT. Cali, Colombia. pp. 385-402.
- Camacho, M. F. 1994. Dormición de semillas: causas y tratamientos. Editorial Trillas. México, DF. 232 p.
- Carambula, M. 1981. Producción de semillas de plantas forrajeras. Primera edición. Editorial Hemisferio Sur. Montevideo, Uruguay. 518 p.

- Carmona M. R. I. 2002. Factores varietales y ambientales que afectan la producción de semilla de *Urochloa*. Tesis Doctoral. Montecillo, Texcoco, Edo de México. 112 p.
- Carnevalli, R. A. 2003. Dinámica de rebrote de pastos de capim-mombaza sometidos a régimen de defoliación intermitente. Tesis de Doctorado ESALQ-USP. São Paulo, Brasil. 136 p.
- Carvalho, M. N. y Nacagawa, J. 1988. Semillas: Ciencia, tecnología y producción. Primera edición. Editorial Hemisferio Sur. Montevideo, Uruguay. 406 p.
- Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT). 2002. Forrajes tropicales: base de datos de recursos genéticos multipropósito. Serie CD-room. Colombia.
- Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT). 2001. Programa de Mejoramiento de *Urochloas*. Informe anual 2001. Cali, Colombia. 39 p.
- Copeland, L. O. y McDonald, M. U. 1992. Principles of seed science and technology. Second Edition. Burgerss Publishing Company. Minneapolis, Minnesota. USA. 50 p.
- Copeland, L. O. 1976. Principles of seed science and technology. Burgerss Publishing Company. Mineapolis, Minnesota. USA. 369 p.
- Corbea, L. A. 1988. Principales métodos agronómicos empleados en la siembra y establecimiento de los pastos tropicales. Compendio de Conferencias. Fomento y Explotación de los Pastos Tropicales. ALPA. Matanzas, Cuba. 74 p.
- Costa, K. A. de P., Rosa, P. U., De Oliveira I., Custódio, D. P. y E Silva D. C. 2005. Efeito da estacionalidade na produção de materia seca e composição bromatológica da *Urochloa brizantha* cv. Marandu. Ciencia Animal Brasileira. 6(3):187-193.
- Ede, R. 1970. Producción de semillas pratenses. Manual de técnica agropecuaria. Editorial Acribia. Zaragoza, España. 159 p.
- Enríquez, Q. J. F. y Quero, C. A. R. 2006a. Producción de semillas de gramíneas y leguminosas forrajeras tropicales. INIFAP. CIRGOC. Campo experimental Cotaxtla. Libro Técnico Número 11. Veracruz, México. 109 p.
- Enríquez, Q. J. F. y Quero, C. A. R. 2006U. Reseña de la producción y suministro de semilla de especies forrajeras en México. En: Velasco Z.M. E., Hernández, G. A., Pérezgrovas, G. R. y Sánchez, M. U. (eds.). Producción y manejo de recursos forrajeros tropicales de Chiapas. pp. 217-237.

- Espinosa, O. G. y Engleman, E. M. (sf). Breve recopilación de anatomía de semillas. Colegio de Posgraduados, Montecillo, Texcoco, Estado de México, México. 45 p.
- Faria, J., García, A. L. y González, U. 1996. Efecto de métodos químicos de escarificación sobre la germinación de seis gramíneas forrajeras tropicales. *Revista de la Facultad de Agronomía (LUZ)*. 13: 387-393.
- Febles, G. y Padilla, C. 1975. Efecto del almacenamiento y los tratamientos de temperatura alterna sobre las germinaciones de la hierba de guinea (*Megathyrsus maximus* Jacq.). Primer Simposio Nacional de Semillas. La Habana, Cuba. pp. 267-270
- Ferguson, J. U. 1995. An introduction to seed vigor testing. In: Seed vigor testing seminar, 1995, Copenhagen [Proceedings...] Zurich: International Seed testing Association. pp. 1-9.
- Filgueiras, T. S. 1981. Seed vigor and productivity. *Pesquisa Agropecuaria Brasileira*. 16(6):851-854.
- García, J. y Cícero, S. M. 1992. Superão de dormencia em sementes de *Urochloa brizantha* cv. Marandú. *Scientia Agrícola Piracicaba-SP*. 49(1):9-13
- Gillet, M. 1984. Las gramíneas forrajeras; descripción, funcionamiento, aplicaciones al cultivo de la hierba. Editorial Acribia. Zaragoza, España. 355 p.
- González, Y. y Mendoza, F. 1994. Comportamiento de la germinación y la viabilidad en semillas de *Megathyrsus maximus* CIH-3 durante el almacenamiento. *Pastos y Forrajes*. 17(2):131-135.
- González, C. y Torriente, O. 1983. Efecto del KNO₃ en la ruptura de la dormancia de semillas de guinea cv. Likoni. I. Almacenados al ambiente. *Pastos y Forrajes*. 6(1):59.
- Hacker, J. U. y Jones, R. J. 1971. The effect of nitrogen fertilizer and row spacing on seed production in *Setaria sphacelata*. *Tropical Grasslands*. 5(2):61-73.
- Hacker, J. U. 1999. Crop growth and development: Grasses. In: Loch, D. S. and Ferguson, J. E. (eds.) Forage seed production, Volume 2: Tropical and subtropical species. CABI Publishing. Wallingford, UK. Pp. 41-56
- Havard, D. U. 1969. Las plantas forrajeras tropicales. Técnicas agrícolas y producciones tropicales. Editorial Blume. Barcelona, España. 376 p.

- Hernández, F. E. 2007. Evaluación de la calidad de semilla del pasto insurgente (*Urochloa brizantha*) mediante pruebas de vigor. Colegio de Postgraduados, Montecillo, Texcoco, Estado de México. 12 p.
- Hernández, F. E. 2010. Métodos de escarificación y prueba de envejecimiento acelerado en semillas de *Urochloa brizantha* cv. Insurgente. Colegio de Postgraduados. Montecillo Texcoco, Estado de México. 68 p.
- Hopkinson, J. M., De Souza, F. H. D., Diulgheroff, S., Ortiz, A. y Sánchez, M. 1996. Fisiología reproductiva, producción de semilla y calidad de la semilla en el género *Urochloa* En: Miles, J. W., Mass, U. L. y Do Valle, U. C. (eds). *Urochloa: Biología, agronomía y mejoramiento*. CIAT-EMBRAPA, Num. 295. pp. 136-155.
- Humphreys, L. R. 1980. A guide to better pastures for the tropics and subtropics. 4th ed. Wright, Stephenson and Co. New South Wales, Australia. pp. 11-22.
- Humphreys, L. R. 1981. Environmental adaptation of tropical pasture plants. McMillan Publishers Ltd., London. 220 p.
- Humphreys, L. R. y Riveros, F. 1986. Tropical pasture seed production. FAO. Plant Production and Protection Paper 8. Rome, Italy. 203 p.
- ICAMEX. 1997. Instituto de Investigación y Capacitación Agropecuaria, Acuícola y Forestal del Estado de México. Evaluación agronómica de gramíneas forrajeras tropicales. Informe técnico 1997.
- ISTA (International Seed Testing Association). 2005. International rules of seed testing. Seed Science and Technology. 21 Supplement. Zurich, Switzerland. 288 p.
- Instituto Nacional de Investigaciones Forestales y Agropecuaria (INIFAP). 1989. Resultados de evaluación de pastos tropicales en México. Programa de Forrajes, Zona sur. Iguala, Gro. 88 p.
- Jan, C. R. y Amen, R. R. 1980. What is germination?. In: Khan, A. A. (ed.). The physiology and biochemistry of seed development, dormancy and germination. 2nd edition. Elsevier Biomedical Press. Amsterdam, The Netherlands. pp. 7-28.
- Jaramillo, V. V. 1994. Revegetación y reforestación de las áreas ganaderas en las zonas áridas y semiáridas de México. Comisión Técnico Consultiva de Coeficientes de Agotadero (COTECOCA). SARH, Subsecretaría de ganadería. 48 p.
- Jiménez, M. A. 1992. Semillas forrajeras: Medio siglo de resago en la producción nacional. Agronegocios en México. 8(1):24-33.

- Jiménez, G. R., Pérez, P. J. y Martínez, H. P. A. 1997. Producción, cosecha y beneficio de semillas de gramíneas forrajeras tropicales. Publicación especial No. 1. INIFAP- CIR Pacífico Sur. 39 p.
- Joaquín, C. S. 2009. Influencia de la densidad de plantas y fecha de cosecha en el rendimiento y calidad de semilla de *Urochloa brizantha* cv. Insurgente. Tesis de Maestría. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Texcoco. Estado de México. 83 p.
- Joaquín, T. U. M. 2002. Fertilización nitrogenada, fecha de cosecha y reguladores de crecimiento, en el rendimiento y calidad de semilla de pasto Guinea cv. Tanzania. Tesis de Doctorado. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Texcoco, Estado de México. 160 p.
- Lobo, Di P. M. V. y Díaz, S. O. 2001. Agrostología. Primera edición, Editorial EUNED. Universidad Estatal a Distancia, San José Costa Rica. 79 p. Disponible:http://books.google.com.mx/books?id=u1Wz8ok_puMC&pg=PA23&dq=Megathyrsus+maximum+cv+mombaza&cd=1#v=onepage&q=&f=false consultado: 12 de marzo del 2010.
- Loch, D. S. 1980. Selection of environment and cropping system for tropical grass seed production. *Tropical Grasslands*. 14(3):159-168.
- Luebs, R. E. y A. E. Laag. 1967. Nitrogen effect on leaf area, yield and nitrogen uptake of barley under moisture stress. *Agronomy Journal*. 5:219
- Machado, R. y E. Seguí, A. Tamayo y G. de la Paz. 1984. Estudio de la variación genética del potencial de producción de semillas. II. Momento óptimo de cosecha Pastos y Forrajes. *Revista de la EEPF «Indio Hatuey»*. Matanzas, Cuba 7:2
- Maguire, J. D. 1962. Speed of germination-aid in selection and evaluation for seedling emergences and vigor. *Crop Science*. 2(1):176-177.
- Martins, L. y Da Silva, W. R. 2003. Efeitos imediatos e latentes de tratamentos termico e quimico em sementes de *Urochloa brizantha* cultivar Marandú. *Bragantia*, Campinas. 62(1):81-88.
- Matías, C. y Bilbao, U. 1985. Influencia del almacenamiento en la germinación de las semillas de algunos pastos tropicales. II. Almacenados al ambiente. *Pastos y Forrajes*. 8(1):53-63.
- Matías, C. 1994. Determinación del momento óptimo de cosecha en semillas de *Urochloa brizantha* cv. Marandú. *Pastos y Forrajes*. 17(2):123-129.
- Matías, C. 1996. Efecto de la fertilización orgánica sobre la producción de la semilla de *Neonotonia wightii* cv. Tinaroo. *Pastos y Forrajes*. 19(1):65-71.

- Matías, C., Esperance, M. y Ruz, V. 1992. Potencial de producción de semilla y su germinación en cruzamientos y selecciones de *Megathyrsus maximus* Jacq. Pastos y Forrajes. 15(1):25-32.
- Mena, U. M. A., Hernández, G. A., Enríquez, Q. J. F., Pérez, P. J., J. Luís Zaragoza, R. J. L., Velasco, Z. M. E. y Avellaneda, C. J.. 2007. Efecto de asignaciones de forraje, en pastoreo, sobre pasto Insurgente y producción de vaquillas en el trópico húmedo. Agrociencia. 41:1-12.
- Meschede, D. K., Sales, C. J. G., Braccini, D. L. A., Scapim, C. A. y Schuab, R. S. 2004. Tratamientos para superacao da dormencia das sementes de capim braquiaria cultivar Marandú. Revista Brasileira de Sementes. 26(2):76-81.
- Morales, N. C. y Melgoza, C. A. 2003. Uso de tratamientos químicos para mejorar la emergencia de semillas en pastos. Folleto técnico No. 7. INIFAP- Centro de Investigación Regional del Norte Centro. Campo Experimental Campana-Madera Chihuahua. Chih., México. 35 p.
- Mullen, R. E. 2003. Crop science, principles and practice. Iowa State University. Fourth Edition. Ames, Iowa. USA. 352 p.
- Muñoz, L. J. L. 2001. Herencia piñera. Reseña histórica de Loma Bonita, Oaxaca, Editorial DEM. México.
- Papalotla. 2002. Manual de actualización técnica. Asesoría Papalotla. Semillas Papalotla, S. A. de C. V.
- Peralta, M. A. 1990. Pasto insurgente *Urochloa brizantha* (Hochst. Ex A. Rich.Staf) para incrementar la producción de carne y leche en el trópico de México. INIFAP-SARH. Folleto técnico No. 1. Oaxaca, México. 20 p.
- Peralta, M. A. 1991. Producción de semillas de especies forrajeras tropicales en México. En: Pérez, P. J., Herrera, H. J. G., Hernández, G. A. y Bárcenas, G. R. (eds). Memoria del Seminario Internacional de Evaluación de Praderas Tropicales. Colegio de Posgraduados. Montecillo, Texcoco, Edo. de México. pp. 21-39.
- Quero, C. A. R., Enríquez, Q. J. F. y Miranda, J. L. 2007. Evaluación de especies forrajeras en América tropical, avances o status. Interciencia. 32(8): 566-571.
- Quiroz, W. O. y Carrillo, A. O. 2004. La importancia del insumo semilla de buena calidad. Oficina Nacional de Semillas. Costa Rica. 7 p.
- Ramos, N. 1975. Factores que influyen en la germinación del pasto (*Urochloa decumbens* Staf.). Universidad Nacional-Instituto Colombiano Agropecuario (UN-ICA). Tesis de maestría. Bogotá, Colombia. 128 p.

- Remy, V. A., Corbea, L. A., Hernández, M., Dudar, Y. y Pérez, A. 1983. Agrotecnia de pastos y forrajes. Ministerio de Educación Superior. La Habana, Cuba. 627 p.
- Rincón, A. 1991. Producción de semilla de *Urochloa dictyoneura* y *Urochloa brizantha* en las sabanas bien drenadas de los Llanos Orientales de Colombia. *Pasturas Tropicales*. 17(3): 41-43.
- Roche, R., Menéndez, J. y Hernández, J. E. 1990. Características morfológicas indispensables para la clasificación de especies del género *Urochloa*. *Pastos y forrajes*. 13: 205-222.
- Rodríguez J. D., Delachiave, M. A., Rodríguez, S. D., Piedras, J. F. y Gaeti, O. U. N. 1986. Effects of different methods of breaking seed dormancy of *Urochloa humidicola* (Rendle) Schwaickerdt. In: *Herbage Abstracts*. Vol 59. Tomo 1. 1989. pp. 69.
- Ruiz, O. M. 1967. Tratado elemental de botánica. Tercera edición. Editorial ECLALSA. México. 726 p.
- Salisbury, F. y Ross, C. W. 1994. Fisiología vegetal. Editorial Iberoamérica. México. 759 p.
- Sánchez, R. G. 1976. Producción de semillas de gramíneas y leguminosas forrajeras tropicales en Ajuchitlán, Gro. Tesis Profesional. Escuela Nacional de Agricultura. Chapingo, México. 66 p.
- Statistical Analysis System SAS. SAS User's Guide (versión 6.2). Cary, USA: SAS Inst. Inc. 1998.
- Singh, H., Kaur, J. y Singh, G. 1995. Improvement of germination in guinea grass (*Megathyrsus maximus* Jacq.) seeds. *Seed research*. 23(2):132-133.
- Skerman, P. J. y Riveros, F. 1992. Gramíneas tropicales. Colección FAO: Producción y protección vegetal, N° 23. Roma, Italia. 849 p.
- Stillman, S. L. y Tapsall, W. R. 1976. Some effects of nitrogen on production of *Setaria anceps* cv. Nandi. *Queensland Journal of Agricultural and Animal Science*. 33 (2)173-176.
- Thomson, J. R. 1979. An introduction to seed technology. Blackie group (Leonard Hill). Great Britain. 252 p.
- Tischer, C. R. y Young, U. A. 1983. Effects of chemical and physical treatments on germination of freshly-harvested kleingrass seed. *Crop Science*. 23:789-792.

- Usberti, R. y Martins, L. 2007. Sulphuric acid scarification on effects on *Urochloa brizantha*, *Urochloa humidicola* and *Megathyrsus maximus* seed dormancy release. *Revista Brasileira de Sementes*. 29(2):143-47.
- Vallejos, A. 1988. Características y evaluación agronómica preliminar de accesiones de *Urochloa spp* y *Megathyrsus spp* en el trópico húmedo de Costa Rica. Tesis de licenciatura. CATIE, Turrialba, Costa Rica. 125 p.
- Vieira, H. D., Da Silva, F. R. y Barros, S. R. 1998. Superação da dormência de sementes de *Urochloa brizantha* (Hochst. Ex A. Rich Stapf) cv. Marandú submetidas ao nitrato de potássio, hipoclorito de sódio, tiouréia e etanol. *Revista Brasileira de Sementes*. 20 (2):44-47.
- Vilela, A. R. 1983. Épocas de colheita, produção e qualidade de sementes de capim gordura. *Revista Brasileira de Sementes*. 5(2):9-22.
- Villaseñor, M. H. E. 1984. Factores genéticos que determinan el vigor de plántulas de maíz. Tesis de Maestría. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Texcoco, Estado de México. 149 p.
- Zulay, F. V. 1996. Efecto del almacenamiento sobre la calidad de semillas de *Urochloa dictyoneura*. *Zootecnia Tropical*. 14(2):113-131.
- Zulay, F. V., Montes, J. y Manzano, M. 1998. Efecto del almacenamiento y tratamiento con ácido sulfúrico en semillas de *Urochloa dictyoneura*. FONIAP-CENIAP Campo Universitario, UCV. *Zootecnia Tropical*. 16(2):277-286.