

**TECNOLÓGICO DE COSTA RICA
CAMPUS TECNOLOGICO LOCAL SAN CARLOS**

**COMPORTAMIENTO PRODUCTIVO DE MATERIALES
DE SIEMBRA DE ÑAME (*Dioscorea alata*) EN LA REGIÓN
HUETAR NORTE, COSTA RICA**

Trabajo Final de Graduación presentado a la Escuela de Agronomía
como requisito parcial para optar al grado de
Licenciatura en Ingeniería en Agronomía

ALFREDO VARGAS NUÑEZ

COSTA RICA, 2019



Carrera de Ingeniería en Agronomía
Instituto Tecnológico de Costa Rica
Sede Regional San Carlos
2005 - 2018

**COMPORTAMIENTO PRODUCTIVO DE MATERIALES DE
SIEMBRA DE ÑAME (*Dioscorea alata L*) EN LA REGIÓN HUETAR
NORTE, COSTA RICA**

ALFREDO VARGAS NUÑEZ

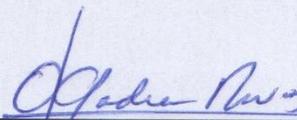
Aprobado por los miembros del Tribunal Evaluador:

Ing. Agr. Sergio Torres Portuguez; M. Sc.



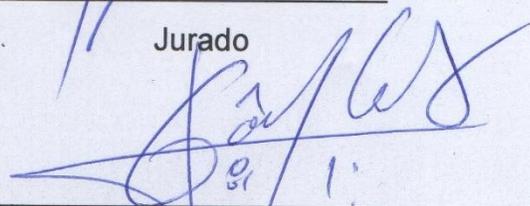
Asesor Principal

Ing. Agr. Arnoldo Gadea Rivas, M. Sc.



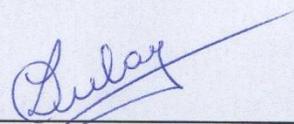
Jurado

Ing. Agr. Rolbin Castillo Matamoros, Lic.



Jurado

Ing. Agr. Zulay Castro Jiménez; MGA.



Coordinadora
Trabajos Finales de Graduación

Ing. Agr. Alberto Camero Rey, M. Sc.



Director
Escuela de Agronomía

DEDICATORIA

A Dios por ser mi fortaleza y la luz en mí caminar

A mis padres Shirley Núñez y Fernando Vargas, mis hermanas Adriana Vargas y Vanessa Vargas y mi abuela Jeannette Rojas, que con mucho amor y sacrificio estuvieron presentes y me brindaron ayuda incondicionalmente en todo momento de mi vida universitaria

A mi viejo Elicio Núñez, que desde el cielo me guía y me protege

A mis compañeros(as) y amigos(as) por brindarme su confianza, por acompañarme y hacerme crecer como persona y como profesional

AGRADECIMIENTOS

En primera instancia a Dios por darme el don de la vida, por la salud y la oportunidad de finalizar mis estudios profesionales en esta excelente universidad.

Mis padres y demás familiares, que de una u otra manera me apoyaron y me dieron la oportunidad para concluir mis estudios y realización de este presente trabajo.

A mi generación 2012 y demás compañeros de carrera, que siempre han sido un apoyo durante estos años universitarios. Agradecer especialmente a Danilo Paz y Wayner Ortiz por su esfuerzo, ideas y tiempo que brindaron en la ejecución de la tesis.

A mi asesor y profesor, Ing. Sergio Torres, M. Sc por sus aportes durante mi carrera universitaria y en la ejecución de la tesis, sus consejos y confianza.

Al personal que trabajan en el Laboratorio de Biotecnología de la Escuela de Agronomía que me brindó su ayuda para la realización de esta investigación.

Al laboratorio de Fitopatología y Biocontroladores de la Escuela de Agronomía por brindar los resultados de los análisis fitopatológicos.

A la Ing. Marlen Camacho por el apoyo brindado en la realización de los análisis estadísticos de los datos del proyecto.

Finalmente, al Instituto Tecnológico de Costa Rica y a la Escuela de Agronomía, sus profesores y estudiantes

TABLA DE CONTENIDOS

DEDICATORIA.....	i
AGRADECIMIENTOS	ii
TABLA DE CONTENIDOS	iii
LISTA DE CUADROS	vi
LISTA DE FIGURAS	viii
LISTA DE ANEXOS	xi
RESUMEN	xiii
ADSTRACT	xiv
1. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1 Justificación.....	1
1.2 Objetivo general	3
1.3 Objetivos específicos	3
1.4 Hipótesis de investigación.....	3
2. REVISIÓN DE LITERATURA	4
2.1 Importancia del ñame a nivel mundial.....	4
2.2 Implicaciones socioeconómicas del cultivo en Costa Rica.....	5
2.3 Origen y taxonomía	6
2.4 Morfología de la planta.....	7
2.4.1 Tallo.....	7
2.4.2 Hojas	8
2.4.3 Raíz	8
2.4.4 Rizomas.....	8
2.4.5 Inflorescencia.....	8
2.5 Ciclo de desarrollo y fisiología de la planta	9

2.5.1	Fenología del cultivo	9
2.5.2	Curva de crecimiento.....	10
2.5.3	Variables fotosintéticas	12
2.6	Características edafoclimáticas.....	12
2.6.1	Suelo	13
2.6.2	Foto periodo	13
2.6.3	Temperatura	13
2.6.4	Pluviometría.....	13
2.7	Manejo agronómico.....	14
2.7.1	Preparación de suelos	14
2.7.2	Distancia de siembra	14
2.7.3	Fertilización	15
2.7.4	Manejo de malezas.....	16
2.7.5	Tutores	16
2.7.6	Cosecha	17
2.8	Principales plagas	17
2.9	Antracnosis	18
2.10	Tipos de Materiales de siembra	20
2.10.1	Semilla Convencional	20
2.10.2	Semilla plantas <i>in vitro</i>	22
2.10.3	Minirizomas	24
3.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	26
3.1	Ubicación	26
3.2	Periodo de estudio	26
3.3	Descripción de la unidad muestral y área experimental	26

3.4	Universo de estudio.....	28
3.5	Descripción de tratamientos.....	29
3.6	Variables a evaluar.....	30
3.6.1	Porcentaje de brotación y porcentaje de sobrevivencia.....	30
3.6.2	Presencia de plagas	31
3.6.3	Rendimiento para exportación y consumo nacional	31
3.7	Diseño experimental y arreglo de tratamientos	32
3.7.1	Croquis y especificación del diseño de tratamientos	32
3.7.2	Modelo estadístico.....	33
3.8	Análisis estadístico.....	34
4.	Resultados y discusion	35
4.1.1	Porcentaje de brotación y supervivencia	35
4.1.2	Presencia de plagas	49
4.1.3	Rendimiento para exportación y consumo nacional	56
5.	CONCLUSIONES	62
6.	RECOMENDACIONES.....	63
7.	REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS	64
8.	ANEXOS.....	74

LISTA DE CUADROS

Cuadro	Título	Página
1.	Valor y composición nutricional del ñame cocido sin sal y escurrido en Centroamérica	4
2.	Resumen de plagas y enfermedades que afectan al cultivo del ñame.	19
3.	Programa de fertilización al suelo utilizado en los materiales de siembra en ñame. Santa Clara, San Carlos. 2017	27
4.	Programa de fertilizaciones foliares y funguicidas utilizado en los materiales de siembra en ñame. Santa Clara, San Carlos. 2017	27
5.	Porcentaje de brotación de los diferentes tipos de semilla convencional (Cs) y rizomas de segunda generación (2G) hasta los 73 dds. Santa Clara, San Carlos. 2018.	35
6.	Porcentaje de supervivencia del tratamiento Eq hasta los 73 dds. Santa Clara, San Carlos. 2018.	39
7.	Porcentaje de supervivencia de las vitroplantas durante el periodo de evaluación. Santa Clara, San Carlos. 2018.	42
8.	Brotación de las semillas provenientes diferentes secciones (cabeza y punta) durante los primeros 35 dds. Santa Clara, San Carlos. 2018.	46
9.	Lista de hongos diagnosticados provenientes de las hojas de los diferentes materiales de siembra en ñame. Santa Clara, San Carlos. 2018.	50

10.	Rendimiento en t/ha de los diferentes tratamientos de ñame a los 225 dds. Santa Clara, San Carlos. 2018.	56
11.	Número de ñames en promedio en la parcela útil (9 plantas) en los diferentes tratamientos a los 225 dds. Santa Clara, San Carlos. 2018.	59
12.	Número de ñames dañados por antracnosis en los diferentes tratamientos de ñame a los 225 dds. Santa Clara, San Carlos. 2018	61

LISTA DE FIGURAS

Cuadro	Título	Página
1.	Distribución de la extensión total en hectáreas del cultivo de ñame, por distrito en la Zona Huetar Norte, Costa Rica. 2009	6
2.	Curva de crecimiento del ñame con base en el análisis de crecimiento (a) rompimiento del reposo de los rizomas; (b) >90% de las plantas germinadas; (c) máximo de la tasa de crecimiento de la biomasa total; (d) máxima tasa decrecimiento de los rizomas; (e) >75% de los rizomas maduros. Estación Experimental “Los Diamantes”, Guápiles, Costa Rica. 2000.	11
3.	Secciones de un rizoma en ñame	22
4.	Croquis para la primera siembra del área experimental y parcelas experimentales, en Santa Clara, Costa Rica	33
5.	Croquis para la segunda siembra del área experimental y parcelas experimentales, en Santa Clara, Costa Rica	33
6.	A) Rizomas de ñame proveniente de semilla comercial al momento de la siembra. B) Brotación de rizomas. C) Rizomas de ñame de segunda generación proveniente de plantas <i>in vitro</i> 30 dds (dormancia). D) Brotación materiales de ñame provenientes semilla comercial 60 dds. Santa Clara, San Carlos. 2017 - 2018.	38
7.	A) Esquejes de ñame antes de la siembra en campo debidamente aclimatados. B) Senescencia de las hojas y tallos de esquejes 30 dds. C) Mini rizomas de ñame.	

- D)** Brotación de mini rizomas de ñame provenientes de esquejes 44 dds. Santa Clara, San Carlos. 2017-2018 41
8. **A)** Siembra de plantas *in vitro* en bandejas con fibra de coco en invernadero. **B)** Presencia de enfermedades a los 6 dds en invernadero. **C)** Supervivencia plantas *in vitro* a los 15 dds en invernadero. **D)** Plantas *in vitro* en vasos plásticos bajo sombra 90 dds antes de la siembra en campo **E)** Plantas *in vitro* sembradas en campo. **F)** Plantas *in vitro* 45 dds en campo. Santa Clara, San Carlos. 2018 43
9. **A)** Semilla procedente de fracciones de rizomas de la sección superior del ñame o cabeza. **B)** Semilla procedentes de fracciones de rizomas de la sección inferior del ñame o punta. **C)** Parcela tratamiento cabeza a los 45 dds. **D)** Parcela tratamiento punta a los 45 dds Santa Clara, San Carlos. 2018. 47
10. **A)** CNP de la cabeza o sección superior de un rizoma de ñame **B)** CNP de una fracción de rizoma proveniente de la sección inferior o apical del ñame. Santa Clara, San Carlos. 2018 49
11. Síntomas causados por antracnosis en hojas y tallos proveniente de rizomas de segunda generación a partir de plantas *in vitro* (2G) **A) y B)** 97 dds. **C)** 165 dds. **D)** 226 dds. **E)** 263 dds. **F)** 303 dds. Santa Clara, San Carlos 2018. 54
12. Síntomas causados por antracnosis en hojas y tallos proveniente fracciones de rizomas de la sección superior

	o cabeza (A, C, E) y la sección inferior o punta del ñame (B, D, F) . Santa Clara, San Carlos. 2018	55
13.	A) Ñames cosechados del tratamiento Ca B) Ñames cosechados del tratamiento Pu C) Ñames cosechados del tratamiento 2G D) Daño de ñames provocado por antracnosis. Santa Clara, San Carlos. 2018	58
14.	A) Caída de tutores de caña india junto a las plantas de ñame. B) Ñames extraídos del suelo debido a la caída de tutores. Santa Clara, San Carlos. 2018	59

LISTA DE ANEXOS

Anexo	Titulo	Página
1.	Cronograma de actividades del proyecto de investigación.	74
2.	Análisis de Varianza con la prueba LSD Fisher para porcentaje de brotación para los tratamientos Cu y Pu durante el periodo de evaluación.	74
3.	Análisis de Varianza con la prueba LSD Fisher para rendimiento en toneladas para los tratamientos 2G, Cu y Pu durante el periodo de evaluación	75
4.	Análisis de Varianza con la prueba LSD Fisher para número de ñames en promedio por planta en los tratamientos 2G, Cu y Pu durante el periodo de evaluación	76
5.	Segundo análisis fitopatológico provenientes de hojas de los materiales de siembra, Laboratorio de Fitopatología y Biocontroladores, Campus Tecnológico de Costa Rica, Sede San Carlos. 2018	78
6.	Datos climatológicos presentados en la investigación. Campus Tecnológico de Costa Rica, Sede San Carlos. Santa clara, San Carlos. 2017-2018.	79
7.	Tabla para el registro de sobrevivencia y brotación de las plantas correspondientes acada uno de los tratamientos. Santa Clara, San Carlos. 2017-2018	79
8.	Tabla de monitoreos de plagas. Santa Clara, San Carlos. 2017-2018	79

9. Tabla de rendimiento (g) y número de rizomas en los diferentes materiales de siembra en ñame. Santa Clara, San Carlos. 2017-2018

80

RESUMEN

El objetivo de esta investigación fue determinar el comportamiento productivo de diferentes materiales de siembra en ñame (*Dioscorea alata*) libre de plagas con respecto a la semilla convencional en Santa Clara, San Carlos, Costa Rica. Los tratamientos evaluados fueron: plantas a partir de esquejes de ñame, secciones de rizomas provenientes de semilla convencional, rizomas de segunda generación obtenidos a partir de plantas *in vitro*, vitroplantas de ñame, secciones de semilla convencional provenientes de la sección inferior del ñame o punta y secciones de semilla convencional proveniente de la sección superior del ñame o cabeza. Se determinó el porcentaje de brotación según el tratamiento, la presencia de plagas y el rendimiento en los diferentes materiales de siembra en ñame. Los resultados obtenidos demuestran que el porcentaje de sobrevivencia de las plantas procedentes de esquejes y vitroplantas fue bajo, hasta alcanzar la muerte total de las plantas de los tratamientos. Además, se encontraron diferencias significativas en cuanto al porcentaje de brotación entre los tratamientos donde se usó la punta y la cabeza como semilla a través del tiempo, obteniendo los mejores resultados en este último tratamiento (94%). Igualmente, fue posible diagnosticar diferentes patógenos en el cultivo, observándose mayor cantidad de lesiones en hoja causada por antracnosis (*Colletotrichum gloeosporioides*), evidenciando una alta susceptibilidad de esta enfermedad al utilizar secciones de punta o bien con rizomas de segunda generación. En cuanto a la producción, los valores más altos se obtuvieron en los tratamientos donde se usó secciones de cabeza del ñame y con rizomas de segunda generación, siendo la semilla de secciones de cabeza del ñame la que presentó el mayor peso en la categoría de primera o ñames de exportación (19,19 toneladas/ha).

Palabras Claves: ñame, materiales de siembra, brotación, antracnosis, rendimiento

ADSTRACT

The research objective was to determine the productive behavior of different planting materials in yam (*Dioscorea alata*) free of pests respect to conventional seed in Santa Clara, San Carlos, Costa Rica. The treatments evaluated were plants from yam cuttings, sections of rhizomes from conventional seed, second-generation rhizomes obtained from *in vitro* plants, yam vitroplants, conventional seed section from the lower or apical part of the rhizome and conventional seed fractions from the upper section or head of the rhizome. The sprouting percentage, pest infection rate and the yield quality were evaluated in the different yam planting materials. The results obtained showed that the survival percentage was low on plants from cuttings and yam vitroplants, until they reached the total death. On the other hand, significant differences were found in the sprouting percentage between the lower and upper seed sections over time, obtaining the best results in this last treatment (94%). It was also possible to diagnose different pathogens affecting the crop, but more leaf lesions were related to *Colletotrichum gloeosporioides*, evidencing a high disease susceptibility when lower seed section and second-generation rhizomes were used. Regarding the production, the highest values were obtained using upper yam seed section and second-generation rhizomes; however upper yam seed treatment showed the highest yield on export yam quality (19,19 tons/ha).

Key Words: yam, planting materials, emergence, anthracnose, yield

1. INTRODUCCIÓN

1.1 Justificación

Las raíces y tubérculos tropicales son alimentos básicos en la dieta de los pobladores de América Latina, Oceanía, África y Asia Oriental. A nivel mundial la producción de raíces y tubérculos se concentra solo en cinco especies (99%): papa (*Solanum tuberosum*), yuca (*Manihot esculenta*), batata (*Ipomoea batatas*), ñame (*Dioscorea spp*) y el tiquizque (*Xanthosoma spp*) (Techeira *et al.* 2014)

El ñame es superado únicamente por la papa en cuanto a la eficiencia para producir energía digestible (Cabrera *et al.* 2008), por lo que es considerado un cultivo de gran relevancia para la seguridad alimentaria en países del trópico (Pinzón 2014). Además de servir como alimento, a nivel industrial es utilizado por empresas farmacéutica como fuente de saponinas, diterpenoides y alcaloides para la fabricación de anticonceptivos orales, hormonas y corticoides. De igual manera la extracción de almidón se ha implementado como materia prima para la producción de cosméticos, alimentos procesados, bioplásticos y biocombustibles (Pinzón 2014, Maya 2015). Sin embargo, la producción y comercialización de ñame a nivel mundial está dirigida a la exportación como producto fresco, siendo esta categoría la más demandada por los mercados internacionales (Quirós *et al.* 2007).

Según FAOSTAT (2018), para el año 2017 el continente africano fue el mayor productor a nivel mundial, con un valor cercano al 97% de la producción (70,9 millones de toneladas). En contraste América representa el 2,0% de la producción global (1,4 millones de toneladas). En Costa Rica para el año 2017, la superficie sembrada fue de 1575 hectáreas, obtenido una producción de 2625 toneladas (Alvarado 2018b).

El principal uso del cultivo de ñame en Costa Rica es para exportación y representa una alternativa para el desarrollo del pequeño y mediano productor del trópico húmedo. Para el año 2017, dentro de los principales productos frescos de exportación, el ñame se presentó en el décimo lugar con un total de 9,1 toneladas,

representando un 0,4% del total de las exportaciones en dicha categoría (PROCOMER 2018). Según Alvarado (2018a) para el 2017, Estados Unidos importó ñame de 15 países, figurando Jamaica como el mayor proveedor, seguido por Costa Rica, con una cuota de mercado del 22,37% del volumen total (9.8 toneladas) representando \$8,7 millones

El ñame se propaga vegetativamente, a través de rizomas enteros o secciones de los mismos; sin embargo, este método es ineficiente para el abastecimiento de material propagativo con una buena calidad fisiológica y sanitaria (Chacón 2000, Cabrera *et al.* 2008). Es frecuente que los productores escojan el material para semilla a partir de la cosecha, el cual generalmente no reúne las condiciones óptimas de calidad ya que se selecciona el peor material para este fin (Quirós *et al.* 2007). En consecuencia, existe un aumento en la incidencia de plagas en el cultivo, tales como antracnosis (*Colletotrichum gloeosporioides*), enfermedad que ocasiona pérdidas en la producción de más del 90% y disminución en la calidad y rendimientos del cultivo (Méndez *et al.* 2013, Borges *et al.* 2016).

Ante esta problemática, algunos países productores de ñame han recurrido al uso de métodos biotecnológicos para la producción de plantas libres de patógenos, con rápida multiplicación y de alta calidad fitosanitaria (González 2012), destacándose entre ellos la producción de plantas *in vitro* y minirizomas. Además de la producción de material vegetal para cultivar, estos materiales se implementan en programas de mejoramiento genético y conservación de germoplasma (Cabrera *et al.* 2010).

A pesar de dichas ventajas, el comportamiento de estos materiales en el país no se ha evaluado y existe poca información referente al cultivo. Por ende, se pretende evaluar el comportamiento productivo de diferentes tipos de materiales de siembra libre de plagas (semilla *in vitro* de primera generación, semilla *in vitro* de segunda generación y esquejes) con respecto a la semilla convencional (parte superior y parte inferior).

1.2 Objetivo general

- Comparar la producción de tres tipos de materiales de siembra en ñame (*Dioscorea alata*) libre de plagas con respecto a la semilla convencional (parte superior y parte inferior) en Santa Clara, San Carlos, Costa Rica.

1.3 Objetivos específicos

- Determinar porcentaje de brotación en tres tipos de materiales de siembra en ñame (semilla *in vitro* de segunda generación, semilla convencional proveniente de la parte superior y parte inferior).
- Determinar porcentaje de sobrevivencia de dos tipos de materiales de siembra en ñame (plantas *in vitro* y esquejes).
- Identificar la presencia de las principales plagas y enfermedades en los diferentes materiales de siembra de ñame.
- Evaluar el efecto de tres tipos de materiales de siembra en ñame libre de plagas con respecto a la semilla convencional (parte superior y parte inferior) sobre el rendimiento comercial de ñame.

1.4 Hipótesis de investigación

- Los materiales de siembra de ñame libres de plagas presentan mayor comportamiento productivo mayor respecto a la semilla convencional.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Importancia del ñame a nivel mundial

Dioscorea es un género de plantas que producen un rizoma comestible, siendo más reconocido el ñame, ya que es fuente nutricional de calorías, vitaminas y proteínas para millones de personas en todo el mundo (Cuadro 1). En el grupo de las raíces y tubérculos, el ñame se distingue por su productividad y su alto valor alimenticio. Puede considerarse entre los cultivos más competentes, no solo para la seguridad alimentaria sino por su potencial de diversificación en la producción de almidón, alcoholes, productos farmacéuticos relacionados con la extracción y uso de los derivados de la diosgenina; biopolímeros, biocombustibles amiláceos, biofilmes confeccionados a partir de la amilosa (alrededor de 30%), entre otros productos (Maya 2015, González 2012).

Cuadro 1. Valor y composición nutricional del ñame cocido sin sal y escurrido en Centroamérica

Agua (%)	Energía (Kcal.)	Proteína (g)	Grasa (g)	Carbohidratos (g)	Ácido Fólico (mcg)	Vit. B6 (mg)
70,13	116	1,49	0,14	27,58	0,07	0,23
Fe (mg)	K (mg)	Na (mg)	Zn (mg)	Mg (mg)	Ca(mg)	P (mg)
0,52	670	8	0,20	18	14	49
Riboflabina (mg)	Ceniza (g)	Ac. Grasos Saturada (g)	Niacina (mg)	Ac. Grasos poli insaturada (g)	Vitamina C (mg)	Tiamina (mg)
0,03	0,66	0,03	0,55	0,06	12	0,07
Fibra Dieta Total (g)	Folato Equivalente (mcg)	Vitamina A Equivalente (mcg)	Colesterol (mg)	Ac. Grasos mono insaturada (g)	Fracción Comestible (%)	Vitamina B12 (mcg)
3,90	16	6	0	0	1	0

Datos obtenidos en 100 g de porción comestible
Fuente INCAP (2012)

Su producción se concentra en regiones tropicales y subtropicales de los continentes asiático, americano y africano, siendo este último, donde se produce en mayor cantidad, ya que constituye la principal fuente de carbohidratos para los pueblos occidentales y centrales de dicho continente (Maya 2015). Según datos de FAOSTAT (2018), para el año 2017 se produjeron a nivel mundial 73 millones de toneladas de ñame, siendo África el continente con mayor producción (70,1

millones de toneladas), seguido de América y Oceanía (1,4 millones de toneladas y 0,4 millones de toneladas, respectivamente). Los países de mayor producción a nivel mundial fueron Nigeria con un 69% (47,9 millones de toneladas), Ghana (7,9 millones de toneladas) y Costa de Marfil (7,1 millones de toneladas). En América, Haití y Colombia presentaron las mayores producciones (0,43 millones de toneladas y 0,42 millones de toneladas, respectivamente).

2.2 Implicaciones socioeconómicas del cultivo en Costa Rica

En el Censo Nacional Agropecuario del 2014 se registraron 1076 fincas productoras de ñame, con una extensión total de 1.859 hectáreas, siendo las principales zonas productoras la Zonas Huetar Norte y Huetar Caribe (INEC 2015). Por otro lado, Alvarado (2018b) reportó preliminarmente que para el año 2017, el país tenía 15 684 hectáreas sembradas de raíces y tubérculos de las cuales un 10% correspondiente a 1575 hectáreas estaban sembradas de ñame, con una producción total de 23 625 toneladas. Esto representan un rendimiento promedio de 15 toneladas/ha.

A su vez, el último censo de raíces tropicales y piña en la Zona Huetar Norte (MAG 2009) destaca que las mayores áreas de siembra de ñame se concentran en los distritos de Los Chiles, El Amparo y San Jorge en el cantón de Los Chiles, y el distrito de Horquetas del cantón de Sarapiquí (Figura 1). Por otro lado, existe un desconocimiento en la mayoría de los productores en cuanto a la variedad de ñame que poseen, indicando nombres como: ñame, ñame amarillo, diamantes y D-22. Según este censo el rendimiento promedio estimado fue de 12 176 kilogramos por ha, equivalente a 264,7 quintales por ha para ese año.

El ñame en Costa Rica se cultiva principalmente con fines de exportación con destino a mercados internacionales (Estados Unidos, el Caribe y Europa) (Brenes 2010, Alvarado 2018a). Para el año 2017, las exportaciones de ñame costarricense se han dirigido a quince países, figurando como principal destino a Estados Unidos con un volumen del 46,5% del total exportado, seguido de Puerto Rico que recibió el 21,3% y Martinica con el 11,2% (Alvarado 2018a).

Las exportaciones de ñame para los años 2016 y 2017 fueron de 11 610 toneladas y 11 391 toneladas, respectivamente. El valor alcanzado para el 2016 fue de \$11,34 millones y un precio FOB de \$0,98 /kg, en comparación al 2017 con un valor de \$8,39 millones, alcanzando un valor unitario de \$0,74 /kg. Comparando ambos años, el volumen presentó un descenso de 1,89% correspondiente a 219 toneladas correspondiente a 332,86 toneladas y el valor bajó un 26,02% equivalente a \$2,95 millones. Por su parte el precio FOB promedio del período bajó un 24,6% equivalente a \$0,24 /kg (Alvarado 2018a).

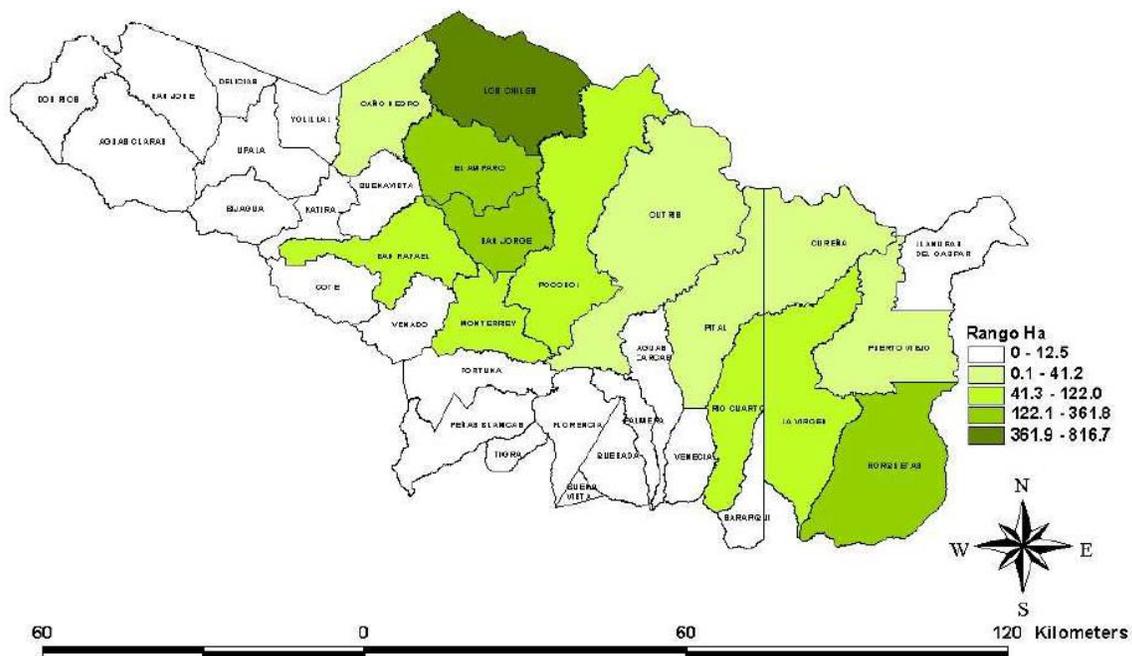


Figura 1. Distribución de la extensión total en hectáreas del cultivo de ñame, por distrito en la Zona Huasteca Norte, Costa Rica. 2009

Fuente: Censo de raíces tropicales y piña en la Zona Huasteca Norte (MAG 2009)

2.3 Origen y taxonomía

La clasificación taxonómica del género *Dioscorea* según González (2012) corresponde a:

- Reino: *Plantae*
- División: *Magnoliophyta*
- Clase: *Liliopsida*

- Orden: *Dioscoreales*
- Familia: *Dioscoreaceae*
- Género: *Dioscorea*

Vavilov (1950) citado por González (2012) señaló a Burna como el principal centro de origen de este cultivo. De igual manera el autor recalca que se presenta una amplia diversidad genética y diferentes centros de origen: América tropical (*D. trifida*), África occidental (*D. rotundata*, *D. cayenensis*, *D. bulbífera*, *D. dumetorum*) y el sudeste asiático (*D. alata*, *D. esculenta*, *D. oposita*). En cuanto a *D. alata* se dispersó antes de los 100 a.C. en Tailandia y Vietnam y a través del sur del Mar Chino, y de aquí se extendió a Nueva Guinea y Polinesia. Posteriormente a través del comercio de esclavos los ñames fueron dispersos del oeste de Asia a África y luego a América (alrededor de 1550 d.C.).

2.4 Morfología de la planta

Las plantas de ñame son herbáceas, dioicas, perennes y trepadoras, las cuales producen rizomas y bulbillos (bulbillos aéreos). A partir de los rizomas se forman la planta, siendo el punto de partida donde convergen los bejucos, el rizoma y las raíces principales. De los bejucos se originan las hojas y estolones de la planta, los cuales crecen en círculos logrando alcanzar hasta 70 cm de largo (Pinzón 2014, Maya 2015).

2.4.1 Tallo

Los tallos son delgados, de color verde, púrpura o rojizo, con cuatro lados y equipados de alas membranosas, que en algunos casos estas son remplazadas por espinas. Su crecimiento es en forma de espiral siendo posible reconocer la especie de acuerdo con la dirección que tomen. Los tallos de *Dioscorea alata* se caracterizan por enrollarse hacia la derecha (Maya 2015; Leblanc y Arce 2007).

2.4.2 Hojas

Dependiendo de la especie las hojas pueden ser simples o lobuladas, con márgenes lisos, ápice puntiagudo, sin pubescencias, pecíolo largo alado o espinado y pueden medir hasta 25 cm de largo (Pinzón 2014). Las hojas de *D. alata* suelen tener forma de flecha o acorazonadas, de color verde o púrpura, con seis nervaduras principales que salen de la inserción del pecíolo, que suelen estar alrededor del tallo de forma opuesta (Maya 2015; Leblanc y Arce 2007).

2.4.3 Raíz

Las plantas de ñame poseen un sistema de raíces fibroso, en forma de cabellera, los cuales se desarrollan abundantemente durante las seis semanas después de la brotación. La mayoría de las raíces se encuentran en los primeros 30 cm de suelo (Ruiz 2003). Las raíces principales brotan de la base del tallo y las secundarias del rizoma (Pinzón 2014).

2.4.4 Rizomas

Los rizomas son de superficie rugosa o lisa, con raicillas, uniforme, y compacta. El color puede variar entre blanco a crema pero algunos cultivares son de color morado, debido a la presencia de antocianinas. El tamaño y forma es diverso (esférico, fusiforme, claviforme y con ramificaciones cortas), encontrando ñames con un peso en promedio de 300 g a 400 g, pudiendo alcanzar hasta 10 kg (Pinzón 2014; Leblanc y Arce 2007).

2.4.5 Inflorescencia

Pueden ser estaminadas (masculinas) conformadas de racimos simples o muy ramificados con flores verdes de cuatro a seis milímetros de diámetro, o pistiladas (femeninas) que constan de dos racimos nacidas de la misma axila con flores de 12 mm a 24 mm, las cuales se encuentran en mayor proporción. La temporada de floración es irregular, lo cual dificulta el proceso de polinización provocando producción de frutos y semillas en poca cantidad (Pinzón 2014).

2.5 Ciclo de desarrollo y fisiología de la planta

2.5.1 Fenología del cultivo

La fenología en las plantas se puede describir como el estudio de la periodicidad en la foliación, floración y fructificación; en respuesta a eventos recurrentes del clima. Está relacionada en cierta medida con el desarrollo y la morfogénesis de las plantas, en su caso con el crecimiento y la diferenciación celular de la planta (Rodríguez 2000).

Las fases fenológicas de *D.alata*, en condiciones naturales, se completa en un periodo de doce meses; sin embargo, puede repetir el ciclo anual indefinidamente. Estas fases se dividen en: reposo, crecimiento vegetativo y crecimiento reproductivo. En cuanto al periodo de reposo (primera fase) está da inicio con la madurez del rizoma, precedida en algunos casos por la floración o por la senescencia de la parte aérea de la planta. El tiempo de reposo varía por cada especie, en un rango de 90 días a 120 días, siendo alterado por la luz, temperatura y humedad. La brotación de los rizomas señala la finalización de la primera fase y el inicio de la fase vegetativa (segunda fase) caracterizada por un rápido crecimiento de la raíz, tallos y las hojas. El final de la fase vegetativa y el inicio de la fase reproductiva (tercera fase) es más difícil de determinar, ya que comienza cuando el llenado del rizoma alcanza una tasa de crecimiento exponencial y una reducción del crecimiento en tallos y hojas y la posterior floración, cerrando el ciclo anual del ñame. En esta etapa las hojas producen fotosintatos que van dirigidos a los rizomas, lo cual puede hacer que las hojas sean más susceptibles al ataque de plagas (Rodríguez 2000, Rosado 2016).

Cabe destacar que en la última fase ocurre la maduración del rizoma, por ende, se programa la siembra para que coincida con la época seca, permitiendo la pérdida de turgencia de las partes aéreas de la planta (marchitamiento de tallos y hojas) indicando el tiempo de cosecha (Pinzón 2014). Debido a la dificultad de establecer con seguridad cuando los rizomas han alcanzado su madurez, Campbell *et al.* (1982) citado por Rodríguez (2000) utilizó los siguientes criterios: “(i) decaimiento de los tallos y las hojas; (ii) ausencia de un extremo distal

blanquecino en el rizoma; (iii) fácil separación del rizoma del tallo; (iv) buenas calidades de cocción y degustación según la evaluación de un panel de catadores.

2.5.2 Curva de crecimiento

Según diferentes autores el ciclo anual de *D. alata* se divide en cinco fases, basadas en el crecimiento de la planta, la maduración de los rizomas y la brotación (Figura 2) (Rodríguez 2000, Ruiz 2003):

- **Fase I (rompimiento del reposo de los rizomas):** comprende un período de 120 días entre la maduración de los rizomas y la ruptura del reposo.
- **Fase II (>90% de las plantas brotadas):** incluye 60 días delimitados por la ruptura del reposo de los rizomas y la brotación, caracterizándose por un crecimiento exponencial de la parte aérea de la planta y el sistema radicular.
- **Fase III (máximo de la tasa de crecimiento de la biomasa total):** consta de 70 días de crecimiento vegetativo comprendidos entre la brotación del ñame hasta la tasa máxima de crecimiento de la biomasa total. Los rizomas presentan crecimiento en esta fase; sin embargo, su importancia como sumidero aún es insignificante. Sin embargo, esta fase es donde se encuentra el periodo crítico del cultivo, ya que con el inicio de la formación del rizoma y las condiciones ambientales en las que se puede desarrollar la planta, se obtendrá una marcada influencia en la producción.
- **Fase IV (máxima tasa decrecimiento de los rizomas):** contiene los 60 días siguientes donde los rizomas alcanzaron su máxima tasa de crecimiento (70 días a 130 días después de la germinación). La materia seca de las hojas y los tallos comienza a declinar, en contraste al crecimiento de los rizomas los cuales incrementan exponencialmente.

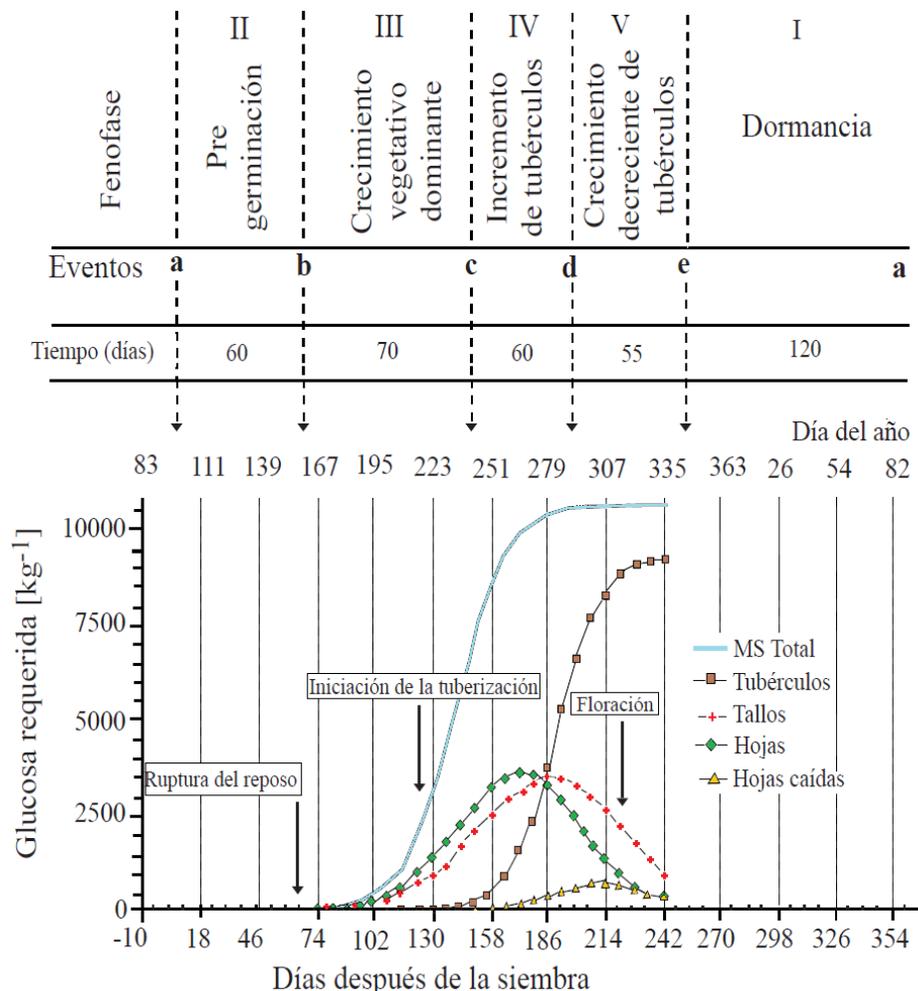


Figura 2. Curva de crecimiento del ñame con base en el análisis de crecimiento (a) rompimiento del reposo de los rizomas; (b) >90% de las plantas germinadas; (c) máximo de la tasa de crecimiento de la biomasa total; (d) máxima tasa decrecimiento de los rizomas; (e) >75% de los rizomas maduros. Estación Experimental “Los Diamantes”, Guápiles, Costa Rica. 2000.

Fuente: Rodríguez (1992), citado por Rodríguez (2000)

- **Fase V (>75% de los rizomas maduros):** consta de los últimos 55 días del ciclo anual, cuando el follaje decayó y el crecimiento de los rizomas alcanzó una tasa constante (130 días a 185 días después de la brotación). La antesis de las flores masculinas ocurre durante esta última etapa fenológica (alrededor de los 160 días después de la brotación).

2.5.3 Variables fotosintéticas

La transformación energética, donde las plantas utilizan la radiación fotosintéticamente activa (RFA) y la almacenan como energía química en moléculas orgánicas complejas, a partir del CO₂ atmosférico, agua y nutrientes del suelo, es conocido como el proceso de la fotosíntesis (Audesirk *et al.* 2008).

La fotosíntesis foliar se caracteriza mediante una curva de respuesta a la luz, donde se relaciona la fotosíntesis total (Ft) con la RFA interceptada por la hoja. Las hojas no sólo fotosintetizan, también respiran (R) y fotorrespiran (FR), donde parte del dióxido de carbono ya fijado por la hoja vuelve a liberarse. Por ende, al sustraer la respiración (R) y la fotorrespiración (FR) de la fotosíntesis total (Ft) se obtiene la fotosíntesis neta (Fn), como se describe en la siguiente ecuación: $F_n = F_t - FR - R$ (Rodríguez 2016).

Mayores Fn indican mayor biomasa y producción de cultivos. El estudio de las tasas de fotosíntesis es primordial para describir la respuesta de fijación de carbono en el dosel de las plantas, frente a los factores ambientales (Pérez *et al.* 2015). Pérez y colaboradores citando a Ekanayake y Jong (1992) encontraron en *D. alata* en Nigeria altos valores de Fn (9,08 $\mu\text{moles de } \mu\text{moles de CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$). Por otro lado, Rodríguez (2000) citando a Bhagsari (1988) reportó un valor promedio de la Fn del dosel para *D. alata* igual a 3,86 $\mu\text{moles de CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$. Este mismo autor en una publicación realizada 1997, reportó en *D. alata* una Pn del dosel media de 1,36 $\mu\text{moles de CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ un valor considerablemente menor al reportado por Bhagsari.

2.6 Características edafoclimáticas

El cultivo se desarrolla en condiciones del trópico, mostrando una mayor producción en suelos fértiles, profundos y con textura liviana. Como se menciona anteriormente el ñame tolera periodos de sequía; sin embargo, puede conllevar a un menor rendimiento. Generalmente se cultivan a altitudes entre los 20 msnm a 500 msnm (Leblanc y Arce 2007).

2.6.1 Suelo

Se recomienda suelos franco-arenosos o franco-arcillosas, sueltos, profundos para evitar encharcamiento (más 0,6 m), con buen drenaje, buena fertilidad, con pendientes inferiores a 5% y pH de 5,5 - 6,0 (Pinzón 2014, Méndez *et al.* 2007). Los suelos arenosos y los arcillosos no son recomendables, debido en primera instancia a que suelos arenosos su capacidad de retención de humedad y su fertilidad natural son muy bajas, en contraste a los suelos arcillosos la retención de humedad es muy alta, perjudicando el desarrollo del rizoma. Es recomendable cultivarse en suelos con poca pedregocidad, pues puede provocar deformaciones en los rizomas y además que dificultan las labores culturales y de cosecha. (Leblanc y Arce 2007).

2.6.2 Foto periodo

La planta requiere abundante luz para obtener mayor producción donde un período de 12 h luz es adecuado (Pinzón 2014). Esta planta es afectada por el fotoperíodo ya que días con más de 12 horas luz favorece a la formación de tallo y periodos menores de 12 h luz, podría aumentar la producción de rizomas (Leblanc y Arce 2007, Ruiz 2003).

2.6.3 Temperatura

El ñame se desarrolla en temperaturas medias de 18 °C a 34 °C, siendo el rango óptimo entre 25 °C y 30 °C. (Pinzón 2014; Leblanc y Arce 2007). La temperatura es el factor climático que más incide en el desarrollo del cultivo, está en promedio debe ser de 24 °C (Méndez *et al.* 2007, MAG 1991). El crecimiento de la planta se ve limitado a temperaturas menores de 20 °C y no soporta heladas (Ruiz 2003).

2.6.4 Pluviometría

Para obtener máximos rendimientos es necesario en promedio 1200 mm/año a 2000 mm/año, donde los cinco primeros meses son el período crítico. Posteriormente un exceso de humedad en el suelo puede ocasionar la pudrición

de los rizomas (Pinzón 2014). Leblanc y Arce (2007) señala que las necesidades hídricas de la planta son de 1500 mm durante su ciclo de cultivo. Sin embargo, la planta de ñame está adaptada para tolerar largos períodos secos, aun después de la brotación tiene la capacidad de sobrevivir bajo condiciones de déficit hídrico mejor que otros cultivos. No obstante, un déficit hídrico al inicio del ciclo de crecimiento del cultivo reduce tanto su producción y como el inicio de la tuberización (Rodríguez 2000).

2.7 Manejo agronómico

2.7.1 Preparación de suelos

Dependiendo de la variedad a cultivar, se implementan diferentes prácticas. Para *D. alata* se recomienda el arado, rastrillado y hoyado (Pinzón 2014). En caso de que el terreno no cuente con buen drenaje natural, es necesario realizar la corrección pertinente (Leblanc y Arce 2007). Se realizan lomillos bien conformados que permitan un buen drenaje, de 40 cm a 50 cm de altura con una separación entre 1,3 m y 1,5 m (Quirós *et al.* 2007).

2.7.2 Distancia de siembra

Leblanc y Arce (2007) menciona que las distancias de siembra pueden variar según los objetivos del productor. Si la finalidad es producir rizomas grandes se recomienda aumentar el espacio entre plantas, así como el peso de la semilla, por el contrario, si se desea producir rizomas pequeños se debe disminuir el distanciamiento entre plantas y disminuir el peso de las semillas. Leblanc menciona que Rodríguez (1997), determinó en el caribe costarricense una máxima producción con 5,7 t de semilla a una densidad de 88 300 plantas por hectárea; sin embargo, el mayor rendimiento de rizomas exportables se dio con 5,1 t de semilla a una densidad de 22 500 plantas por hectárea. Se recomienda una distancia entre plantas entre 20 cm y 30 cm y entre lomillos de 1,3 m y 1,5 m obteniendo entre 25 000 y 35 000 plantas por hectárea. La siembra se hace sobre la cresta del lomillo a 10 cm de profundidad (Quirós *et al.* 2007, Ruiz 2003).

2.7.3 Fertilización

Norman *et al.* (1984) citado por Leblanc (2007) reporta que el ñame extrae 107 kg por hectárea de nitrógeno (N), 14 kg por hectárea de fósforo (P), 135 de kg por hectárea de potasio (K), 2 kg por hectárea de calcio (Ca) y 7 kg por hectárea de magnesio (Mg).

En la región Caribe de Costa Rica, estudios de absorción de nutrientes realizados por Bertsch (2003) ha encontrado que la planta de ñame absorbe en mayor cantidad K-N-P respectivamente. A las 23 semanas después de la siembra, las plantas de ñame del clon Diamantes 22 absorben 123 kg/ha de N, 16 kg/ha de P y 148 kg/ha de K. De estos nutrientes, los rizomas sustraen del sistema 102 kg/ha de N, 12 kg/ha de P y 101 kg kg/ha de K. Por su parte, Quirós *et al.* (2007) recomienda para la región Caribe adicionar 200 kg/ha de fórmula fertilizante 10-30-10 a la siembra; al primer y segundo mes después de la brotación aplicar 150 kg/ha de Nutrán, con la finalidad de lograr un mejor aprovechamiento del fertilizante. Finalmente, a los tres y cuatro meses aplicar 150 Kg de 15-3-31 respectivamente. El fertilizante debe aplicarse sobre el lomillo, en la base de la planta, mientras Méndez *et al.* (2007) recomiendan aplicar cuatro quintales por hectárea de 10-30-10, 12-24-12 o cualquier otra fórmula alta en fósforo, en el hoyo de siembra, ya que esta labor permite un mejor aprovechamiento de los nutrientes. Una segunda fertilización se realiza a los 60 días de sembrado y se aplica 150 kg de nutran y una última fertilización de 150 kg a los cuatro meses después de la siembra con 15-3- 31 o 26-0-26.

En los suelos de la Región Caribe de Costa Rica se recomiendan las siguientes cantidades (MAG 1991):

- 125 kg/ha de 10-30-10, tres semanas después de la siembra
- 150 kg kg/ha de Nutrán o Urea, ocho semanas después de la siembra
- 150 kg kg/ha de 15-3-31 o 26-0-26, dieciséis semanas después de la siembra

2.7.4 Manejo de malezas

El ñame es sensible a la competencia con malezas los primeros cuatro meses del cultivo. Se recomienda la aplicación de herbicidas; como por ejemplo: el uso de atracinas en mezcla con pendimentalina como aplicaciones en prebrotación (MAG, 1991). Leblanc y Arce (2007) recomienda dosis de Gesaprim® (atrazina) mezclado con Prowl® (pendimetalina) a razón de 2 kg/ha a 3 kg/ha y de 2 l/ha a 2,5 l/ha respectivamente.

Después de transcurrido el período crítico no es necesario controlar las malezas, pues las plantas podrían presentar daños considerables. En este periodo el control se realiza manualmente (Leblanc y Arce 2007). Una de las alternativas para disminuir el uso de agroquímicos es el combate de malezas es el uso de *Canavalia spp* entre lomillos, leguminosa que permite una buena cobertura de malezas, protección de humedad en caso de sequía y fijación de nitrógeno. Se requiere alrededor de 20 kg/ha, sembrando en el centro del lomillo a dos semillas por hueco con una distancia 50 cm (Quirós *et al.* 2007).

2.7.5 Tutores

Los ñames por ser plantas trepadoras requieren de tutores para su crecimiento, ya que de no utilizarse se pueden obtener rendimientos muy bajos (hasta 50% menos) (Ruiz, 2003). Esto se debe a una menor exposición de las hojas a los rayos solares (menor fotosíntesis) debido al autosombreado entre ellas y a la alta humedad en la plantación en consecuencia a la poca ventilación, favoreciendo a la presencia de enfermedades fungosas como la antracnosis. De igual manera, apartar las plantas del suelo evita la incidencia de otras plagas, principalmente las enfermedades fungosas y bacterianas transmitidas por el salpique del agua (Leblanc y Arce 2007).

Se recomienda que los tutores individuales tengan una altura aproximada de 1,8 m, enterrados a 0,30 m obteniendo una altura mínima efectiva de 1,5 m. (Leblanc y Arce 2007). Sin embargo, Ruiz (2003) recomienda soportes de 2 m a 2,5 m de alto y de 5 cm a 15 cm de diámetro para que puedan resistir el peso de

las plantas. En la región Caribe de Costa Rica el tutor más utilizado es la caña brava (*Gynerium sagittatum*), utilizándose en ocasiones hasta en dos ciclos del cultivo (Leblanc y Arce 2007). Otro método de tutorado consiste en colocar a una altura de 1,75 m alambre liso tensado en postes de bambú u otro material, enterrados a una profundidad de 50 cm a 70 cm y distanciados en las hileras cada 12 m, con tijeretas de caña brava a seis metros cada uno (Quirós *et al.* 2007)

2.7.6 Cosecha

Quirós *et al.* (2007) menciona que la cosecha se realiza entre los nueve y diez meses después de la siembra. El ñame está para cosechar cuando las hojas se tornan amarillas y marchitas y los rizomas presentan en su parte distal un color café. Inicialmente se eliminan los tutores del campo y se realiza una chapia para favorecer el proceso de cosecha. Luego con un cosechador halado por un tractor se realiza la cosecha y recolección del ñame, normalmente recolectados en sacos con un peso promedio de 20 kg a 25 kg; sin embargo, este transporte no es el más adecuado ya que causa daños al rizoma.

Estos autores señalan que una vez seleccionado los rizomas de acuerdo con las exigencias de la planta empacadora, se trasladan a la planta para su lavado, preselección, secado y empacado en papel periódico en forma individual. Completada la caja son transportados para ser llevados finalmente al contenedor.

Entre algunas normas de calidad mencionadas por Ruiz (2003) utilizadas para la clasificación de los ñames cosechados son las siguientes: presentar su madurez fisiológica con un mismo color uniforme de la porción proximal hasta la distal, sin brotación, con peso entre 0,5 kg y 3 kg, libre de rajaduras y magulladuras, libre de plagas, sin largos periodos de exposición al sol y sin deformaciones.

2.8 Principales plagas

El ñame no presenta muchos problemas asociados con plagas. Sin embargo, en algunas ocasiones, se ha encontrado algunas plagas que pueden producir daños al cultivo (Cuadro 2), por lo cual es necesario su control ya que afectan el

rendimiento (Quirós *et al.* 2007, Ruiz 2003). No obstante, los mayores problemas fitosanitarios en los cultivos de ñame son causados por su susceptibilidad a hongos (*Colletotrichum gloeosporioides*, *Curvularia sp*, *Pestalotia sp.*, *Fusarium spp.*, *Rhizoctonia solani*) y virus (Pinzón 2014).

2.9 Antracnosis

La antracnosis es la enfermedad más limitante del cultivo a nivel mundial, provocando pérdidas hasta de un 80% e incluso de la totalidad de las cosechas. Debido a la mala calidad de la semilla utilizada para la siembra y la propagación, ha provocado que variedades como Diamantes 22, el cual era tolerante a antracnosis presente susceptibilidad en los últimos años (Quirós *et al.* 2007).

El agente causal asociado a la antracnosis ha sido *Colletotrichum gloeosporoides*. Sin embargo, en un reciente estudio realizado por Chávez (2017) en plantaciones de ñame (*D. alata*) de la Región Huetar Norte afectadas por esta enfermedad, identificó doce organismos asociados a la antracnosis, de los cuales los más importantes fueron *Colletotrichum sp.*, *C. gloeosporoides*, *C. cliviae*, *C. magnum*, *C. boninense*, *C. truncatum*, *Curcuvularia eragrostidis*, *C. geniculata*, *C. lunata*, *C. clavata*, *C. affinis*, *Fusarium sp.*

Esta enfermedad se caracteriza por atacar, tallos, hojas, raíces, el síntoma más característico es la aparición de numerosas manchas diminutas de color pardo. También forma tizones, que son manchas con halo clorótico, con el desarrollo de la enfermedad, estas se unen entre sí, logrando necrosar totalmente el follaje y destruir la planta. Las raíces se secan prematuramente, con la cual se paraliza el desarrollo final de la planta (Maya 2015).

La germinación, crecimiento y penetración del hongo se ve favorecida por humedades relativas superiores al 80% y temperaturas de 28 °C. El manejo de la antracnosis en ñame se realiza mediante el uso de genotipos tolerantes, prácticas culturales (rotación de cultivos, poda, uso de tutores, y poda sanitaria) y en mayor instancia mediante el uso de fungicidas (Campo y Pérez 2015, Pinzón 2014).

Chaves (2017) indica que la mayoría de los productores de la Región Huastaca utilizan el Benomil, Clorotalonil o Mancozeb para el control de la antracnosis.

Cuadro 2. Resumen de plagas y enfermedades que afectan al cultivo del ñame.

Nombre común	Nombre Científico	Daño	Fuente
Plagas Insectiles y Nematodos			
Zompopas	Formicidae	Atacan las hojas de las plantas destruyéndolas parcial o totalmente.	(Leblanc y Arce 2007)
Nematodo del ñame	<i>Scutellonema bradys</i>	Rajaduras en la corteza del rizoma, asociándose con pudriciones secas y rajadura de las cavidades. Se disemina en la semilla	(Leblanc y Arce 2007, Diop 1998)
Rayado del ñame	<i>Pratylenchus coffeae</i>		
Nematodo nudo en la raíz	<i>Meloidogyne sp</i>	Atacan los rizomas, formando agallas y provocando la deformación de los mismos.	(Diop 1998)
Plagas Fungosas			
Antracnosis	<i>Colletotrichum sp</i>	Al inicio de la enfermedad se observan manchas negras a lo largo de las nervaduras. Luego en las hojas y tallos jóvenes se observan pequeñas manchas de color café, rodeadas de un borde clorótico. Esas manchas se extienden y se unen para formar lesiones más grandes provocando la muerte de las mismas.	(Pinzón 2014) (Quirós <i>et al.</i> 2007) (Leblanc y Arce 2007)
Mancha Parda	<i>Curvularia pallescens</i>	Ataca a las hojas formando ataca las manchas pequeñas de color café, al tiempo se unen forman una lesión mayor	(Pinzón 2014) (Leblanc y Arce 2007)
Marchitamiento del ñame	<i>Fusarium sp</i>	Ataca el tallo y las raíces, observándose amarillamiento general de la planta y una posterior necrosis de las hojas y tallos.	(Pinzón 2014)
Pudrición de la raíz	<i>Phytophthora sp,</i> <i>Pythium sp,</i> <i>Rhizoctonia sp,</i>	Pudriciones en la raíz	(Pinzón 2014) (Leblanc y Arce 2007)
Mancha de alquitrán	<i>Phyllachora dioscorea</i>	Manchas foliares negras de gran tamaño. El ataque se incrementa en la época lluviosa.	(Leblanc y Arce 2007)
Pudrición de las hojas	<i>Sclerotium rolfsii</i>	Manchas foliares redondeadas de color púrpura-marrón, gris en el centro y con un halo clorótico bien definido. En el envés de la hoja se desarrollan esclerocios, de color rojizo-marrón.	(Leblanc y Arce 2007)
Plagas bacterianas			
Agalla de la corona	<i>Agrobacterium tumefaciens</i>	Lesiones acuosas y pudrición avanzada en diferentes tejidos.	(Rodríguez <i>et al.</i> 2007)
Pudrición Bacteriana	<i>Xanthomonas sp</i>		
Plagas Virales			
mosaico del ñame (YMV)		Mosaicos, moteados, bandeos, deformación foliar y atrofiamiento	(Álvarez <i>et al.</i> 2011)

Arce (2017) evaluó el efecto de productos químicos (azoxystrobina, metiltiofanato, propiconazol, clorotalonil, benomil, carbendazina, mancozeb, benztiazol y propineb) en sus respectivas concentraciones comerciales sobre aislados fúngicos (*Colletotrichum sp*, *C. truncatum*, *C: gloeosporioides*, *Mycoleptodiscus sp* y *Bipolaris sp*) asociados a la antracnosis en ñame (*Dioscorea alata L.*) a nivel *in vitro*, obteniendo posible resistencia de los aislamientos sobre los funguicidas evaluados. Se obtuvieron bajos porcentajes de inhibición del crecimiento micelial (PICM) en los hongos, obteniendo desde ningún efecto de los funguicidas sobre estos, hasta valores que rondaban el 40% a 60% de PICM para los diferentes aislados fúngicos. Para el control de *C. truncatum* el propineb, carbendazina y mancozeb obtuvieron los mejores resultados (38%, 35% y 29% de PICM), mientras que el clorotalonil y benomil obtuvieron porcentajes de inhibición bajos (15% y 12% de PICM). Por otro lado, los mejores porcentajes de inhibición del crecimiento micelial en *C: gloeosporioides* y *Bipolaris sp* fue obtenido por el Propiconazol (49% y 29%) y TCMTB (35% y 40%). Cabe destacar que otros ingredientes activos como clorotalonil, benomil o mancozeb obtuvieron porcentajes de inhibición bajos, mientras otras moléculas como la carbendazina y propineb no tuvieron efecto sobre la masa micelial en estos hongos. Sin embargo, el propineb, benomil y la carbendazina tuvieron efecto inhibitor del crecimiento micelial en *Mycoleptodiscus sp*, obteniendo valores de 64%, 52% y 33% de PICM respectivamente. Dicha autora menciona que esta gran variabilidad y baja efectividad de los funguicidas es consecuencia al uso indebido e discriminatorio de los agroquímicos, y que los productores de ñame emplean el uso de estos productos como única estrategia para el control de antracnosis.

2.10 Tipos de materiales de siembra

2.10.1 Semilla convencional

El material vegetal utilizado como semilla correspondió a rizomas con pesos menores a dos kg obtenidos a partir de la última cosecha (Pinzón 2014). Para la siembra comercial de *D. alata*, el tamaño de "semilla" más adecuado varía en trozos o secciones (setts) entre 100 g y 150 g (Quirós *et al.* 2007), procedentes de

rizomas madre con un peso alrededor de 500 g a 1000 g, ya que aquellos con pesos más grandes son menos aptos para producir brotes, debido a su actividad meristemática más baja (Fajardo *et al.* 2007).

Leblanc y Arce (2007) menciona que la forma más común de propagación es mediante la utilización de rizomas asegurándose una plantación homogénea y un producto final de buena calidad. El material debe reunir los siguientes requisitos:

- Proceder de plantas sanas y vigorosas, preseleccionadas en el campo.
- Libres del ataque de plagas.
- Deben haber superado el período de latencia (reposo).
- Libres de golpes, rajaduras, magulladuras y no haber sido expuestos al sol.

Debido al periodo de latencia que presentan los rizomas del ñame, estos no se pueden utilizar recién cosechados como semilla. Cuando se ha roto la dormancia, las primeras yemas que brotan lo hacen en la parte superior llamada “cabeza” (Figura 3), se forman auxinas las cuales reprimen la salida de nuevos brotes (yemas). Por esta razón la “cabeza” brota primero, la parte central llamada popularmente “cuerpo” brota tiempo después y la parte inferior llamada coloquialmente “cola o punta” brota de último (Leblanc y Arce 2007, Quirós *et al.* 2007). Por esta razón, es importante separar la semilla procedente de la porción de la cabeza, porción media y punta del rizoma, ya que el periodo de brotación es diferente y el tiempo de cosecha tiende a variar (Quirós *et al.* 2007). Sin embargo, como se ha mencionado anteriormente, el productor acostumbra a usar material no comercial de la cosecha como semilla, el cual no siempre reúne las condiciones óptimas para este fin. El ñame al propagarse vegetativamente (rizomas o secciones de estos o esquejes de tallos), favorece la transmisión de plagas, lo cual afecta la calidad de la semilla y por ende la producción. El uso de herramientas biotecnológicas para producir plantas libres de plagas, es una estrategia propuesta para reducir la incidencia y transmisión de plagas, así como para incrementar la producción. Dentro de estas técnicas, el cultivo de meristemas, la micropropagación y la producción *in vitro* de minirizomas son

algunas herramientas que se pueden utilizar para mejorar la calidad de la semilla en este cultivo.



Figura 3. Secciones de un rizoma en ñame

Fuente: Vargas (2019)

2.10.2 Semilla plantas *in vitro*

El cultivo de tejidos permite la producción masiva de plantas, libre de patógenos, a bajo costo, en espacio reducido, en menor tiempo y bajo condiciones controladas. Además, abre alternativas para el establecimiento de bancos de germoplasma para la conservación *in vitro* e intercambio de recursos fitogenéticos. Sin embargo, la producción de plantas *in vitro* tiene aún limitaciones para su uso como material vegetal de plantación (Cabrera *et al.* 2010).

La forma de propagación *in vitro* más utilizada en este cultivo es a partir de segmentos nodales, que se basa en la formación de brotes a partir de yemas localizadas en las axilas o primordios de las hojas, los cuales son divididos y subcultivados. Igualmente se han empleado otras técnicas como el cultivo de meristemos o micropropagación vía organogénesis (Gonzales *et al.* 2012). La conservación de ñame mediante el empleo de segmentos nodales fue utilizada por

primera vez en el Instituto Internacional de Agricultura Tropical (IITA) de Nigeria en 1985 (Borges *et al.* 2016).

Los explantes se desarrollan bajo condiciones que generalmente son controladas, tales como el fotoperiodo, la luminosidad, la temperatura y humedad relativa. En el cuarto de crecimiento para el género *Dioscorea* se sugiere mantener un fotoperíodo de 16 h luz y 8 h oscuridad, con una temperatura de 24 °C a 27 °C, con una intensidad lumínica para cultivo de meristemas y enraizamiento de 1000 Lux y propagación de nudos de 2000 Lux (Bonilla y Hernández 2012).

Las plantas *in vitro* después de su propagación y desarrollo en laboratorio, se someten a una etapa de aclimatación antes de ser trasplantadas a campo. El proceso de aclimatación se define como la adaptación climática o ambiental de una planta a un nuevo entorno, ya que existe una diferencia significativa entre el ambiente micropropagado al del invernadero o campo. Cuando las plántulas se transfieren al invernadero, pueden desecarse o marchitarse rápidamente y morir como resultado del cambio en el ambiente, a menos que se proporcionen las condiciones óptimas para una mayor supervivencia, crecimiento y establecimiento posterior a campo. Esto se debe a que las plántulas cultivadas *in vitro* son diferentes de las plantas en crecimiento, ya que estas tienen estomas no funcionales causando altas tasas de transpiración estomática, un sistema de raíz débil y cutícula poco desarrollada. En muchas especies de plantas, las hojas formadas *in vitro* no pueden desarrollarse más allá de las condiciones *ex vitro* y son reemplazadas por hojas recién formadas. Es necesario tomar en consideración varios aspectos abióticos, entre ellos la humedad relativa, la temperatura, la intensidad de la luz, la concentración de CO₂, en sustrato a utilizar, entre otros. Las plántulas que crecen *in vitro* tienen una baja intensidad de luz (1200 - 3000 lux) y temperatura (25 ± 2 °C), por lo que la transferencia directa a la luz solar de amplio espectro (4000 lux -12 000 lux) y la temperatura (26 °C - 36 °C) pueden causar carbonización de las hojas y marchitamiento de las plántulas. Para evitar esto, las plántulas deben transferirse lentamente de

condiciones de alta humedad a condiciones de baja humedad (Hazarika 2006; Chandra *et al.* 2010). Este período es donde ocurre el mayor número de pérdidas de material vegetal, posiblemente atribuido las condiciones inadecuadas del invernadero (humedad, temperatura, luminosidad...), cantidad de patógenos en el sustrato o una inadecuada nutrición. En la aclimatación de vitroplantas de *D. trifida* y *D. alata* se determinó que la edad del trasplante y la regulación de la humedad durante las primeras etapas son relevantes para la sobrevivencia de material y su crecimiento durante las seis semanas *ex vitro* antes de llevar a campo (Bonilla y Hernández 2012).

2.10.3 Minirizomas

En el cultivo de ñame, la producción de minirizomas tiene un gran potencial como alternativa para la propagación. Pueden ser utilizados en los programas de producción de material vegetal para semilla, mejoramiento genético y conservación de germoplasma; ya que se pueden producir sin tener en cuenta la época del año y pueden ser almacenados por un periodo más prolongado de tiempo dado que no pierden su potencial de brotación. La baja masa fresca de los minirizomas constituye la problemática fundamental que ha limitado su uso como material vegetal de plantación directo en campo (Cabrera *et al.* 2010).

Existen pocos trabajos publicados en la literatura científica donde se evalúen materiales provenientes de técnicas de cultivo de tejidos en condiciones de campo. Distintos autores (Cabrera *et al.* 2010, Borges *et al.* 2015, Borges *et al.* 2018) han evaluado variables agronómicas para ciertos materiales (minirizomas, plantas *in vitro*, bulbos aéreos), tales como supervivencia de las plantas, número de rizomas por planta, masa fresca de los rizomas por planta, masa fresca del rizoma, entre otros. Se ha demostrado la superioridad de estos materiales procedentes en relación con plantas propagadas por métodos convencionales para dichas variables. Olmos *et al.* (2004) citado por Borges *et al.* 2018 consideró que el mayor vigor de las plantas procedentes de métodos biotecnológicos puede relacionado con el rejuvenecimiento fisiológico, el no antagonismo con la macro y

la microbiota que afecta a la planta en su hábitat natural y el saneamiento que se obtiene a través del cultivo de tejidos. Por otro lado, dicho autor menciona que Yeung (2005) planteó que el rejuvenecimiento *in vitro* se produce al perder el tejido la señal que poseía de la planta de origen.

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Ubicación

Esta investigación se realizó en la Finca La Esmeralda, perteneciente al Instituto Tecnológico de Costa Rica, Campus Tecnológico Local San Carlos, localizada en Santa Clara de Florencia, San Carlos (Latitud 10.3638033, Longitud -84.5086320). El proyecto fue financiado por la VIE (Vicerrectoría de Investigación y Enseñanza) y el FITTACORI (Fundación para el Fomento y Promoción de la Investigación y Transferencia de Tecnología Agropecuaria de Costa Rica). El lugar se encuentra aproximadamente a 248 msnm, la cual durante el periodo de estudio presentó una precipitación acumulada 3635,7 mm, una temperatura máxima promedio de 30,5 °C y mínima de 20,9 °C, y una humedad relativa máxima y mínima 92% y 75,9% respectivamente (Anexo 6).

3.2 Periodo de estudio

Este proyecto se llevó a cabo desde noviembre del 2017 a diciembre del 2018, comprendiendo todas las etapas fenológicas del cultivo.

3.3 Descripción de la unidad muestral y área experimental

Los materiales de los diferentes tratamientos fueron sembrados a una distancia de 1,40 metros entre hileras y 0,25 metros entre planta, obteniendo una densidad de 28 571 plantas por hectárea. Cada unidad muestral presentó un área de 10,5 m² con 25 plantas cada uno, de las cuales nueve plantas correspondieron a la parcela útil. En total el área utilizada fue de 288 m² y el área experimental efectiva de 168 m², con 400 plantas en 16 parcelas. La primera siembra se realizó el 26 de noviembre del 2017 y la segunda siembra el 27 de marzo del 2018 (Fig 4 y Fig 5). Se realizó un análisis de nematodos al área utilizada después de la cosecha. El manejo del cultivo se realizó en forma tradicional, el cual consistió en:

- **Preparación del terreno:** un arado, dos pases de rastra y el encamado.

- **Curado de la semilla:** para los tratamientos 2G, Cs, Ca, y Pu se sumergió la semilla en TCMTB (2 ml/l) y Oxamyl (2,5 ml/l) por cinco minutos.

- **Fertilización:**

El plan de fertilización utilizado para todos los tratamientos se observa en el cuadro 3 y cuadro 4:

Cuadro 3. Programa de fertilización al suelo utilizado en los materiales de siembra en ñame. Santa Clara, San Carlos. 2017

dds*	Tipo fertilizante	Dosis (g/planta)	Dosis (Kg/ha)		
			N	P ₂ O ₅	K ₂ O
30	10-30-10	5	14	43	14
30	Urea	5	66	0	0
75	18-5-15-6-2	5	26	7	21
75	Urea	2	26	0	0
90	15-3-31	7	30	6	62
135	0-0-60	7	0	0	120

*dds = días después de siembra.

- **Aplicaciones foliares:**

Cuadro 4. Programa de fertilizaciones foliares y funguicidas utilizado en los materiales de siembra en ñame. Santa Clara, San Carlos. 2017

dds*	Tipo fertilizante y Funguicida
30	For Est (5 ml/l) + Urea (2,5 g/l)
75	Bayfolan® (5 ml/l) + Urea (2,5 g/l) + Sulfato de Mg (2,5 g/l)
90	Mancozeb (2 ml/l)
120	Bayfolan® (5 ml/l) + Urea (2,5 g/l) + Sulfato de Mg (2,5 g/l) + Carbendacina (2 ml/l)

*dds = días después de siembra

- **Control malezas:** el control de malezas se realizó de manera manual en conjunto con aplicaciones de Paraquat (1,1'-dimetil-4,4'-bipiridilo) a una dosis de 1,5 l/ha justo después de la siembra, a los 45 dds y 90 dds, utilizando campana para evitar la afectación de las plantas.

- **Riego:** se realizaron riegos mediante un sistema por goteo (cintas con goteros a cada 15 cm, con un caudal de 2 l/h cada uno). La frecuencia de riego fue cada 48 horas, con un tiempo de riego de 45 minutos en horas de la tarde. El tiempo de riego fue igual para todos los tratamientos, hasta el establecimiento de las lluvias.

3.4 Universo de estudio

Se sembraron los materiales o semillas asexuales de ñame para medir su comportamiento en campo, utilizando semillas provenientes de esquejes de plantas *in vitro* establecidas en el invernadero, rizomas y vitroplantas. Se implementó un manejo agronómico del cultivo de forma tradicional, donde la preparación, fertilización y control de plagas será igual para cada uno de los materiales. Se realizaron dos siembras, en la primera se utilizaron los rizomas provenientes de plantas *in vitro* que habían sido establecidas previamente en invernadero o semilla de segunda generación (2G), secciones de rizomas de semilla convencional (Cs) y esquejes (Eq). En la segunda siembra se usó plántulas o semilla *in vitro* (1G) y semilla convencional seleccionada de parte superior (Ca) y parte inferior de diferentes rizomas (Pu).

En las etapas iniciales del cultivo se realizaron observaciones para estimar, el porcentaje de brotación (semilla *in vitro* de segunda generación, fracciones de semilla convencional proveniente de la sección superior e inferior del ñame) o el porcentaje de sobrevivencia (esquejes y plantas *in vitro* de primera generación). Durante el desarrollo del cultivo se realizaron monitores constantes para observar el comportamiento de los materiales a las diferentes plagas. Finalmente, a la cosecha se evaluó el número de rizomas por planta, peso de cada rizoma y afectación de antracnosis en el rizoma para estimar valores de rendimiento.

3.5 Descripción de tratamientos

En la primera siembra los materiales evaluados fueron los siguientes:

1. **Eq:** esquejes de plantas provenientes de ñames de segunda generación descendientes de plantas *in vitro*, las mismas establecidas en invernadero. Los esquejes tenían una longitud aproximada de 20 cm (Figura 7 A). El extremo inferior del esqueje se sumergió en un fungicida (Kilol 11SL[®] a 1 ml/l) y hormona (IBA 300 ppm) para su posterior siembra en vasos desechables con fibra de coco. Se llevó a cabo un proceso de aclimatación hasta que se desarrollen un buen sistema radicular y formación de minirizomas. Se realizaron aplicaciones foliares una vez a la semana, comprendido por: Bayfolan-15[®] (3 ml/litro), Biocat-15[®] (3 ml/litro), 20-20-20 (3,5 g/l), urea azufrada (4,5 g/l) y sulfato de magnesio (1.5 ml/l). Los esquejes presentaban una edad alrededor de 65 días antes de su respectiva siembra en campo.
2. **2G:** rizomas de segunda generación provenientes de semilla macro propagada de material *in vitro*. Se clasificó la semilla para la siembra, con un peso promedio de 80 g a 90 g por rizoma o sección, para su curación y posterior siembra. Los rizomas fueron ubicados en potes con fibra de coco en un invernadero del Laboratorio de Biotecnología de la Escuela de Agronomía, presentando alrededor de 70 días desde que la planta presentó el follaje senescente hasta que fue utilizada como fuente de semilla.
3. **Cs:** secciones de rizomas obtenidos a partir de cosechas de lotes comerciales. La preparación de la semilla consistió en cortar los rizomas en secciones con un peso promedio de 100 g - 150 g.

Por otro lado, los materiales evaluados en la segunda siembra fueron:

1. **1G:** plantas *in vitro* de primera generación, provenientes del Laboratorio de Biotecnología de la Escuela de Agronomía. Plántulas alrededor de doce semanas de edad cultivadas en el medio MS fueron trasladadas a invernadero, las cuales se sometieron por un periodo de seis días de endurecimiento y posteriormente fueron trasplantadas en bandejas con fibra de coco. Se

introdujeron en el túnel de aclimatización por cuatro semanas y posteriormente trasplantadas a vasos desechables donde permanecieron durante nueve semanas. Finalmente, las plantas fueron trasladadas al área de siembra donde se colocaron bajo sombra por seis semanas más antes de su siembra definitiva en campo (Figura 8)

Las condiciones en el invernadero durante los meses en que se llevaron a cabo los ensayos fueron de 32 °C promedio (temperatura diurna), con humedad relativa promedio de 45% e intensidad lumínica entre 250 lux - 300 lux.

2. **Ca:** rizomas obtenidos a partir de cosechas de lotes comerciales. Se cortaron los rizomas en porciones con un peso promedio de 100 g - 150 g, utilizando únicamente las fracciones de la sección superior del ñame (Figura 9 A).
3. **Pu:** rizomas obtenidos a partir de cosechas de lotes comerciales, utilizando exclusivamente fracciones provenientes de la sección inferior o apical del ñame, con un peso promedio de 100 g - 150 g (Figura 9 B).

3.6 Variables evaluadas

3.6.1 Porcentaje de brotación y porcentaje de sobrevivencia

Se cuantificó el número de plantas brotadas (PB) para cada una de las cuatro parcelas de los tratamientos de semilla convencional, provenientes de la parte inferior (Pu) y de la parte superior (Ca) del ñame, donde se realizaron observaciones transcurridos 14 dds, 21 dds, 28 dds y 35 dds. Igualmente se realizaron evaluaciones en los tratamientos de semilla convencional (Cs) y rizomas de segunda generación proveniente de plantas *in vitro* (2G) a los 49 dds y 73 dds.

Por otro lado, se contabilizó la supervivencia de las plantas *in vitro* de primera generación (1G) a los 14 dds, 21 dds, 28 dds y 35 dds; y materiales provenientes de esquejes (Eq) a los 49 dds y 73 dds (Anexo 7).

3.6.2 Presencia de plagas

Se realizaron monitores semanales para detectar la presencia de plagas en la plantación (Anexo 8). En caso de detectar algún síntoma en hoja o tallo, se procedió a recolectar una muestra para su análisis en el Laboratorio de Fitopatología y Biocontroladores de la Escuela de Agronomía con el fin verificar el agente causal de la enfermedad. Se realizaron dos análisis, la toma de las muestras fue el 15 de marzo del 2018 y el 25 de octubre del 2018 respectivamente (Anexo 5).

3.6.3 Rendimiento para exportación y consumo nacional

La cosecha se realizó transcurridos siete meses y medio después de la siembra (8/11/2018). La evaluación de la producción se realizó de la siguiente manera:

- **Primera:** ñames con un peso mayor a 400 g, sin deformaciones y daños externos (golpes o heridas)
- **Segunda:** ñames con un peso que oscile entre 100 g a 400 g, sin deformaciones, daños externos
- **Tercera:** ñame con un peso menor a 100 g, que no cumpla con las características descritas anteriormente

Para estimar los rendimientos se realizó la cosecha de forma manual con pala, cortando el follaje y dejando parte del tallo unido al rizoma para facilitar la extracción del rizoma. Únicamente se cosechó la parcela útil de cada parcela, evaluado el número de rizomas por planta y peso de cada rizoma, de esta manera extrapolar la producción a toneladas por hectárea (t/ha). La parcela útil estuvo formada por nueve plantas presentes en el centro de cada parcela, descartando las plantas que se encontraban al borde (Fig 6). De igual manera se realizó una evaluación visual a cada ñame para detectar algún síntoma de antracnosis (anexo 9).

3.7 Diseño experimental y arreglo de tratamientos

Se utilizó la estadística descriptiva para la obtención de las medias y sus desviaciones en las variables de rendimiento y porcentaje de brotación. Se utilizó un diseño completamente al azar, con cuatro tratamientos y cuatro repeticiones. Cada parcela contó con 25 plantas, de las cuales nueve plantas correspondieron a la parcela útil.

Con este diseño se buscó aleatorizar la localización de los tratamientos y homogenización de los mismos, ya que no existieron otros factores que pudieran afectar los resultados más que el tipo de semilla empleado, dado que los tratamientos estuvieron bajo un manejo agronómico igual.

3.7.1 Croquis y especificación del diseño de tratamientos

Se realizaron dos siembras. Inicialmente los tratamientos a evaluar eran los siguientes: Eq= esquejes a partir de plantas madre establecidas anteriormente en invernadero, Cs= secciones de rizomas de semilla convencional y 2G= rizomas provenientes de plantas *in vitro* que habían sido establecidas previamente en invernadero o semilla de segunda generación y 1G= plantas *in vitro* de primera generación. Sin embargo, se presentaron problemas en los tratamientos utilizados, donde no fue posible emplear en campo plantas *in vitro* (1G) debido a retrasos en el crecimiento en invernadero (periodo de aclimatación), una alta mortalidad de los esquejes después de la siembra (Eq) y al largo periodo de latencia que presentó los rizomas de segunda generación (2G) en campo, se procedió a realizar una segunda siembra, utilizando otros materiales para evaluar. Se eliminaron únicamente los tratamientos Eq y Cs en el campo, y se procedió a sembrar los tratamientos: 1G= plantas *in vitro* de primera generación, Pu= fracciones de semilla convencional provenientes de la sección inferior o apical del ñame y Ca= fracciones de semilla convencional proveniente de la sección superior del ñame. La Figura 4 y la Figura 5 representan el diseño de bloques o parcelas con los tratamientos que lo componen, tanto la primera y como la segunda siembra.

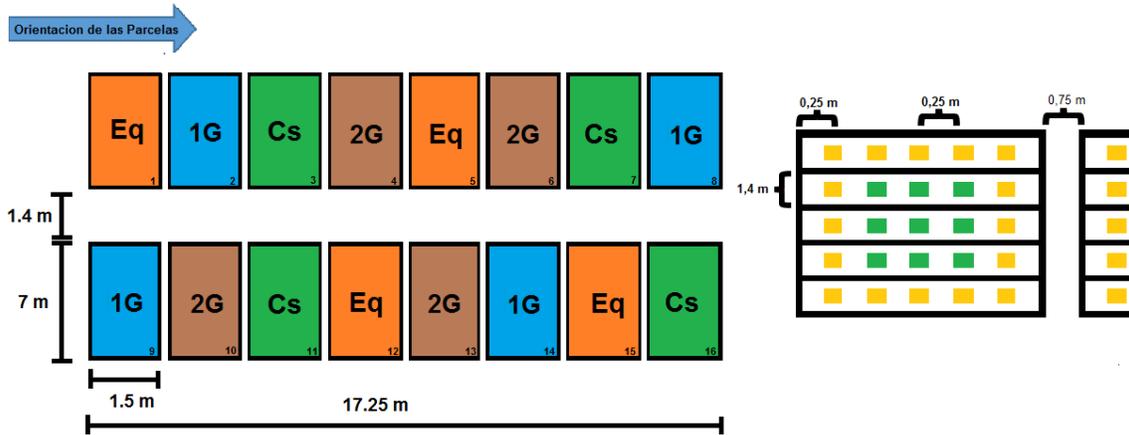


Figura 4. Croquis para la primera siembra del área experimental y parcelas experimentales, en Santa Clara, Costa Rica

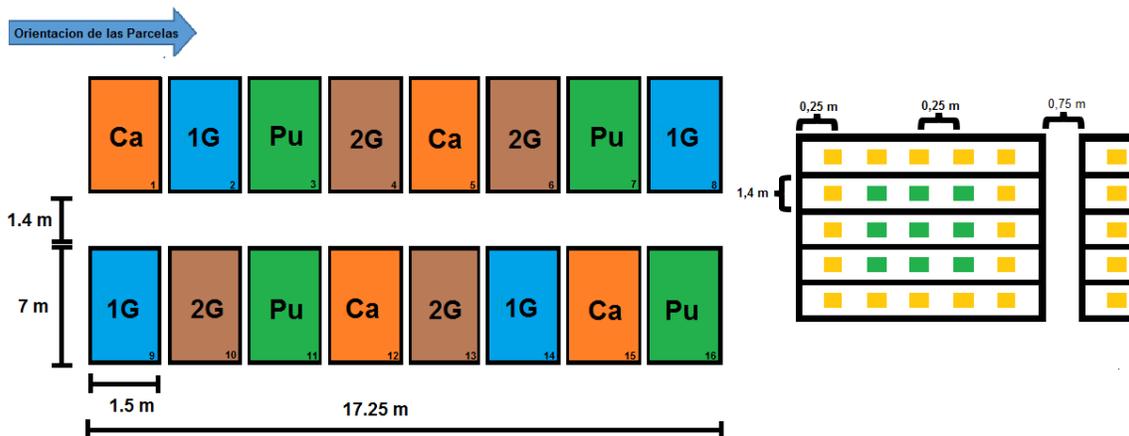


Figura 5. Croquis para la segunda siembra del área experimental y parcelas experimentales, en Santa Clara, Costa Rica

3.7.2 Modelo estadístico

El modelo estadístico empleado fue el siguiente

$$Y_{ij} = \mu + \tau_i + \epsilon_{ij}$$

Dónde:

Y_{ij} = Variable a medir en cada tratamiento.

μ = Media de la población.

τ_i = Efecto de cada uno de los tratamientos.

ε_{ij} = el error experimental en cada tratamiento Hojas de captura de datos

3.8 Análisis estadístico

El análisis de resultados de las variables se realizó mediante un Análisis de Varianza (ANDEVA) con el Software de Infostat versión 2017, utilizando la prueba de comparación de medias LSD Fisher ($p > 0,05$).

4. RESULTADOS Y DISCUSION

4.1.1 Porcentaje de brotación y supervivencia

Primera siembra

De acuerdo al Cuadro 6, el tratamiento que presentó los mayores porcentajes de brotación fue con semilla convencional (Cs) en ambas evaluaciones. Además, este tratamiento presentó un 100% de brotación a los 73 dds. En el caso de los rizomas provenientes de plantas *in vitro* o de segunda generación (2G), solo tuvo un 10% de brotación a los 49 dds, incrementándose a un 67% a los 73 dds (Figura 6). Esta diferencia en la brotación de ambos materiales probablemente se deba al periodo de dormancia que tiene los rizomas de *Dioscorea alata*.

Cuadro 5. Porcentaje de brotación de los diferentes tipos de semilla convencional (Cs) y rizomas de segunda generación (2G) hasta los 73 dds. Santa Clara, San Carlos. 2018.

Tipo de semilla	Días después de la siembra	
	49	73
Cs	78	100
2G	10	67

Bajo condiciones naturales, *D. alata* es una planta que exhibe tres fases de crecimiento; designadas como: reposo o dormancia, crecimiento vegetativo y crecimiento reproductivo, completando estas fases en doce meses. La brotación de los rizomas marca la finalización del período de reposo y el inicio de la fase vegetativa (Rodríguez, 2000). Hamadina (2011) señala periodos de dormancia de *D. alata* puede variar desde los 98 días a 112 días. Gonzales (2012) destaca que al realizar la siembra de rizomas a las dos semanas posteriores se inicia el desarrollo del tallo y el follaje representado por brotación de los brotes o retoño. De igual forma, Pinzón (2014) menciona que en algunas especies de *Dioscorea* el crecimiento vegetativo inicia con la brotación entre la quinta y décima semana; no obstante, Aguilar (2012) reporta en 59 accesiones de *Dioscorea spp* de especies como *D. alata*, *D. cayensis*, *D. esculenta*, *D. trifida*, entre otras, un promedio de brotación desde la siembra hasta la brotación de 15,72 días. Estas variaciones

en la brotación indican que la fase de reposo está influenciada por diferentes factores que pueden alargar o acortar este periodo. Rodríguez (2000) apunta que la duración del período de reposo no pareciera estar determinado por la madurez del rizoma, más bien es determinada genéticamente. Esta afirmación coincide con la evidencia reportada por Campbell *et al.* (1962) y Passam *et al.* (1982) citadas por el mismo autor, quien describe que rizomas o partes de ellos cosechados fuera de época (rizomas con diferentes grados de maduración) y utilizadas como semilla brotaron después de cumplir con el período de reposo normal alrededor de cuatro meses. Sin embargo, algunos autores (Gonzales 2012, Borges 2015, Hamadina 2011) recalcan que la rapidez con que el rizoma de ñame rebrote si depende de la edad fisiológica del rizoma (periodo que presenta el ñame de cosechado), además de las condiciones ambientales de crecimiento, almacenaje, entre otros factores. Lo anterior explica posiblemente la tardanza en la brotación de ambos materiales. Sin embargo, el comportamiento de los rizomas provenientes de plantas *in vitro* en cuanto a la brotación, comparado con la semilla convencional es más limitada su explicación. A los 49 dds se realizó un muestreo en los tratamientos con rizomas de segunda generación. Se encontraron los rizomas en sus respectivos sitios de siembra; sin embargo, los mismos se encontraron todavía en dormancia, ya que no se observaron indicios de brotación o ataque de alguna plaga (Figura 6 C).

Existen pocos trabajos publicados en la literatura científica donde se evalúen rizomas de ñame provenientes de plantas *in vitro* en condiciones de campo o laboratorio. Un estudio realizado por Cabrera *et al.* (2010) evaluó el efecto del peso fresco de los minirizomas en *D. alata* sobre la brotación a las cuatro semanas, sobrevivencia a las seis semanas y cosecha a las 36 semanas en campo. Cabrera y colaboradores utilizaron diferente peso fresco de minirizomas (menor a 0,9 g, entre 1 g a 2,9 g e igual o mayor de 3 g), plantas *in vitro* y coronas de rizomas como testigo para evaluar estas variables. Los minirizomas de ñame con un peso fresco igual o superior a tres gramos alcanzó el porcentaje más alto de brotación (91,3%) y supervivencia (96,5%).

Rodríguez *et al.* (2015) evaluó la producción de minirizomas de *D. rotundata* en invernadero a partir de plantas *in vitro* y su respuesta en campo. Los materiales cosechados se clasificaron en cuatro categorías según su peso: 16-25,9 g, 26 g a 35,9 g, 36 g - 50 g y más de 50 g. Posteriormente se sembraron en campo, midiendo a las cuatro y seis semanas después de la siembra el porcentaje de brotación y sobrevivencia respectivamente, alcanzando porcentajes de 91% a 98% de brotación donde los valores más elevados de brotación y supervivencia fueron aquellas plantas provenientes de minirizomas con masa fresca superior a 16 g. Por ende, cuanto más alto el peso mayor fue el porcentaje de brotación en las parcelas evaluadas. Resultados similares se ha encontrado en papa (Morales *et al.* 2011) indicando que la semilla del tubérculo de tamaño pequeño frecuentemente presenta una lenta brotación, con lo que el ciclo del cultivo podría prolongarse.

Los resultados de brotación obtenidos en esta investigación para rizomas provenientes de plantas *in vitro* no coincidieron con los reportados por Rodríguez *et al.* (2015). Probablemente otros factores, como las variaciones en la temperaturas o la falta de humedad durante la estación seca pudieron influir en estos resultados o bien factores genéticos. Hamadina (2011) menciona que la dormancia es un mecanismo de adaptación desarrollado para sobrevivir en condiciones climáticas adversas, en este caso la estación seca, existiendo una desaceleración de las actividades metabólicas en los rizomas con el inicio de la estación. En este momento los materiales inician el periodo de senescencia de la enredadera, o parte aérea de la planta (se alcanza la madurez del rizoma), observándose una tasa de respiración reducida, un metabolismo reducido del almidón y el azúcar, conteniendo altas concentraciones de sustancias inhibitoras del crecimiento, etc. Ile (2004) citado por Hamadina observó que las condiciones ambientales presentes al momento de almacenamiento, como la temperatura, la humedad, el fotoperíodo y la intensidad de la luz, pueden prolongar o acortar el periodo de dormancia, y por ende afectar fuertemente la fecha de brotación, encontrando diferencias hasta de 20 días en promedio de un año de siembra al otro. Se encontró una disminución de la brotación a medida que la temperatura

aumenta hasta su nivel óptimo para brotar, indicando una temperatura óptima que varía de 25 °C a 30 °C; por el contrario, bajas temperaturas de almacenamiento (15 °C -16 °C) prolongaría la dormancia. Este estudio determinó que la duración de la dormancia se ve afectada por la temperatura nocturna y el tiempo térmico acumulado durante el período de crecimiento (entre la siembra y la cosecha), ya que temperaturas nocturnas más altas (27 °C) y al aumento del tiempo térmico acumulado (3471 °Cd) resultó en brotes más tempranos (por 6 días) en comparación con el control (temperatura nocturna de 22 °C y 3026 °Cd).



Figura 6. **A)** Rizomas de ñame proveniente de semilla comercial al momento de la siembra. **B)** Brotación de rizomas. **C)** Rizomas de ñame de segunda generación proveniente de plantas *in vitro* 30 dds (dormancia). **D)** Brotación materiales de ñame provenientes semilla comercial 60 dds. Santa Clara, San Carlos. 2017 - 2018.

Otro aspecto a considerar, es el posible rol de los reguladores de crecimiento (PGRs en inglés) endógeno en el control de la latencia del ñame. Se han identificado y aislado sustancias con actividades inhibitoras del crecimiento, entre ellas el ácido abscísico (ABA) e inhibidores del crecimiento fenólico como las batatasinas (Hamadina 2011). Ireland and Passam (1984) citado por Hamadina al asilar estos batatasinas a lo largo del tiempo, demostró que la concentración

aumentó de 150 dds alcanzando un nivel máximo en la madurez del rizoma, disminuyendo gradualmente hasta que brotan. Otros estudios mencionados por la misma Hamadina (Crawford *et al.* 2001, Ile 2004) mencionan que análogos de etileno fueron más propensos a acortar la latencia y GA3 fue más probable que lo prolongara. Aplicaciones de PGR a las hojas de la planta justo antes de la senescencia o a los rizomas enteros después de la cosecha, provocó que la brotación ocurriera 50 días antes del tratamiento control.

Por su parte, Rodríguez *et al.* (2015) menciona que a ruptura del período de dormancia está influenciada de igual manera por el fotoperíodo. Rodríguez citando Ondo *et al.* (2016) informaron que existe una relación entre el fotoperíodo más corto y el mayor período de dormancia; sin embargo, el mismo autor citando a Olivier *et al.* (2012) encontraron lo contrario, donde a un menor fotoperíodo la brotación fue más rápida. En este contexto, es necesario nuevos estudios fisiológicos que permitan explicar la relación entre todas las variables descritas anteriormente sobre la dormancia en este cultivo. Como una alternativa para disminuir la brotación desuniforme de los rizomas en campo y reducir su efecto en la brotación es seguir una práctica que realizan los agricultores de ñame, la cual consiste es la utilización de rizomas pre-brotados (observándose las primeras yemas activas en la cascara o epidermis) para iniciar con el proceso de preparación de semilla, donde los rizomas son cortados en secciones y se utilizan como material de propagación, de esta manera asegurar una brotación temprana y sincronizada en campo (Labrada *et al.* 1996, Fajardo *et al.* 2007)

Cuadro 6. Porcentaje de supervivencia del tipo de semilla esquejes hasta los 73 dds. Santa Clara, San Carlos. 2018.

Tipo de semilla	Días después de la siembra	
	49	73
Esquejes	10	0

En cuanto a los esquejes provenientes de plantas *in vitro* aclimatadas en el invernadero, estos presentaron una baja sobrevivencia en condiciones de campo

(Cuadro 7). Al evaluar el comportamiento de este material en campo, se observó porcentajes de sobrevivencia muy bajos, alcanzando un 100% de mortalidad en la última evaluación realizada (Figura 7 B). Se observó la senescencia de las hojas y tallos de forma descendente (amarillamiento de los tejidos) y finalmente se dio la muerte total de la parte aérea de la planta. No obstante, al remover el suelo donde se sembraron los esquejes, se encontraron pequeños rizomas (mini rizomas) localizados en el sitio de siembra sin ningún indicio de podredumbre o ataque de alguna plaga, (Figura 7 C). Pérez *et al.* (2015) indica que a medida que la planta acumula carbohidratos en sus órganos de reserva, las hojas cesan su expansión, y otras inician senescencia, reduciendo su actividad fotosintética.

A los cuatro meses después de la siembra de los esquejes, se recolectaron todos los mini rizomas presentes en el campo. Se pesaron y se obtuvo un peso promedio de 4,4 g. Posteriormente se sembraron en campo, con el fin de conocer la capacidad de brotación de estos minirizomas. A los 25 dds se observaron las primeras plantas brotadas y a los 44 dds un 80% de los minirizomas habían brotado (Figura 7 D).

El periodo comprendido desde la siembra de los esquejes en el invernadero y posteriormente en campo, la cosecha de los minirizomas y su posterior brotación fue de 230 días. Rodríguez *et al.* (2015) logró obtener minirizomas de *D. rotundata* con diferente peso fresco a partir de plantas *in vitro* en invernadero, las cuales fueron cosechas después de un periodo de 240 días y llevadas a campo para su evaluación. Lo importante de conocer este periodo, es la posibilidad de obtener minirizomas provenientes de esquejes a partir de plantas *in vitro* y ser usados para propagar clonalmente el ñame, reduciendo los costos de la semilla libre de plagas, facilitando la manipulación y almacenamiento de la semilla; en un periodo similar al tiempo que dura el ciclo de cultivo. Uno de los problemas para el agricultor es al acceso de plantas *in vitro* para producir una mejor calidad de semilla, debido a su alto costo y a la alta mortalidad de las vitroplantas en campo.

El uso de minirizomas a partir de esquejes de plantas *in vitro* producidos en invernadero, constituye una valiosa alternativa para la propagación, ya que

pueden constituir una fuente importante de “semilla” de alta calidad, podría ayudar a reducir el costo, pueden ser producidos en cualquier época del año y hacer accesible la semilla mejorada a los productores.



Figura 7. A) Esquejes de ñame antes de la siembra en campo debidamente aclimatados. **B)** Senescencia de las hojas y tallos de esquejes 30 dds. **C)** Mini rizomas de ñame. **D)** Brotación de mini rizomas de ñame provenientes de esquejes 44 dds. Santa Clara, San Carlos. 2017-2018

- **Segunda siembra**

Los tratamientos de esta segunda siembra fueron plantas *in vitro* de primera generación y fracciones de rizomas provenientes de la sección superior del ñame o cabeza y la sección inferior del ñame o punta, ambos obtenidos a partir de cosechas de lotes comerciales.

El Cuadro 8 muestra el comportamiento de las vitroplantas a la fase de adaptación a las condiciones de campo, durante los primeros 35 dds. De acuerdo

a estos datos, la sobrevivencia de las vitroplantas pasó de un 78% a un 15%, en un periodo de 21 días. Estos resultados no concuerdan con los trabajos realizados por diferentes autores, donde Rodríguez *et al.* (2015) indicaron valores de supervivencia mayores al 97%, mientras que Cabrera *et al.* (2010), obtuvieron 86% de supervivencia de plantas procedentes del cultivo *in vitro* previamente aclimatizadas de *D alata* a las seis semanas de sembradas en campo. Esto indica que las plántulas procedentes de cultivo *in vitro* mostraron una respuesta poco satisfactoria de adaptación en campo en las condiciones ambientales expuestas.

Cuadro 7. Porcentaje de supervivencia de las vitroplantas durante el periodo de evaluación. Santa Clara, San Carlos. 2018.

Tipo de semilla	Días después de la siembra			
	14	21	28	35
Vitroplantas	78	53	36	15

La mortalidad se pueden atribuir a varias razones, una de ellas a la mala calidad del material empleado debido a un decadente proceso de aclimatación, a la baja frecuencia de riego utilizada en el campo y condiciones ambientales adversas durante el tiempo de evaluación.

En primera instancia, en el período de aclimatación ocurrió un alto número de pérdidas de material vegetal (Figura 8 C), debido a que las condiciones de invernadero como la humedad, temperatura y luminosidad no fueron las adecuadas, una excesiva edad de los materiales al momento del trasplante y un sustrato poco aséptico con porcentajes de retención de humedad muy alto (Figura 8 B). Por ende, en las plantas *in vitro* que sobrevivieron se observó una repercusión en el crecimiento y desarrollo, ya que las mismas no presentaban gran vigor, presentaban un pobre desarrollo radical y una altura no mayor a 15 cm durante el todo el periodo de aclimatación (Figura D).



Figura 8. **A)** Siembra de plantas *in vitro* en bandejas con fibra de coco en invernadero. **B)** Presencia de enfermedades a los 6 dds en invernadero. **C)** Supervivencia plantas *in vitro* a los 15 dds en invernadero. **D)** Plantas *in vitro* en vasos plásticos bajo sombra 90 dds antes de la siembra en campo **E)** Plantas *in vitro* sembradas en campo. **F)** Plantas *in vitro* 45 dds en campo. Santa Clara, San Carlos. 2018

Chacón *et al.* (2005) observó que la edad al trasplante tiene un efecto importante sobre el crecimiento durante la aclimatización de plántulas de *D. alata*, ya que al climatizar plántulas de cuatro semanas de edad se incrementa la sobrevivencia (95%), mientras que con plántulas de trece semanas la sobrevivencia es cercana al 50%. Este comportamiento puede estar ligado con la curva de crecimiento *in vitro* de las plántulas, ya que al ser removidas antes de la séptima semana de cultivo *in vitro* las plántulas experimentan la fase de crecimiento exponencial en el invernadero, registrándose tasas de crecimiento altas después de cuatro semanas de aclimatización; por otro lado si son removidas del cultivo *in vitro* después de la décima semana la etapa de crecimiento exponencial habrá ocurrido cuando las plántulas aún se encuentran *in vitro*, por ende el crecimiento que estas experimentan es muy reducido e inclusive podrían estar comenzando un proceso de senescencia o formación del rizoma.

De igual manera, la regulación de la humedad durante las primeras etapas es importante para la sobrevivencia y crecimiento del material vegetal. Resultados obtenidos por Chacón *et al.* (2005) consideran óptimo la permanencia de las plantas *in vitro* de *D. alata* por un periodo de cuatro semanas con una humedad relativa de 70% - 90%, considerando la sobrevivencia, el incremento en peso y en número de hojas. En contraste, en esta investigación en los túneles individuales se alcanzaban porcentajes de humedad bajos (menor 45%) y con temperaturas muy altas (hasta 39 °C). Asimismo, es frecuente encontrar sustratos mixtos con componentes inorgánicos como arena o fibra de coco con materiales orgánicos como suelo o compost (Chacón *et al.* 2005, Borges *et al.* 2015)

En cuanto el riego en campo, Borges *et al.* (2015) recomienda utilizar cuatro riegos diarios de 20 minutos en intervalos de tres horas durante el primer mes del cultivo para el establecimiento en campo de plantas *in vitro* de *Dioscorea alata*, mientras en este trabajo se realizó un riego cada 48 horas por un periodo de 45 minutos. Montaliu (2010) citando a Arus (2004) menciona que la exposición de las plantas a un ambiente con limitaciones de agua durante varias etapas de desarrollo puede activar múltiples cambios fisiológicos y bioquímicos; en donde el

crecimiento de la planta puede ser inhibido por niveles de estrés altos, induciendo una reducción en el crecimiento y división celular, siendo los procesos más sensibles al estrés hídrico, anteriores por la fotosíntesis. De igual manera, durante el periodo de evaluación de las vitroplantas la temperatura y la humedad relativa fueron fluctuantes, con una precipitación acumulada muy escasa (31,5 mm) (Anexo 6). La temperatura para este periodo varió entre 19 °C (Temperatura Mínima promedio) y 33 °C (Temperatura Máxima promedio), mientras que la humedad relativa fue de 54% (HR Mínima promedio) hasta 91% (HR Máxima promedio). Hazarika (2006) y Chandra *et al.* (2010) mencionan que las plantas *in vitro* son diferentes de las plantas en crecimiento, ya que estas tienen estomas no funcionales causando altas tasas de transpiración estomática, un sistema de raíz débil y cutícula poco desarrollada. De igual manera, transferir las vitroplantas a la luz solar (4000 lux -12 000 lux) y a temperaturas superiores de 36 °C puede causar carbonización de las hojas y marchitamiento de las plántulas.

Las plantas *in vitro* (1G) de este trabajo no presentaron buenas características de creciendo foliar y radical durante la fase de establecimiento en campo, estas fueron incapaces de soportar las condiciones ambientales imperantes. Los síntomas atribuidos al estrés osmótico presentados en la investigación fueron la deshidratación del tejido foliar, provocando una necrosis en la parte distal de la hoja el cual se fue extendiendo, provocando la inhibición total del crecimiento y finalmente la muerte de la planta (Figura 10 F). Estos resultados coinciden con lo reportado por Rodríguez *et al.* (2015), menciona una mortalidad del 90% durante la fase de establecimiento en campo vitroplantas de *D. rotundata*. Este resultado Rodríguez y colaboradores lo atribuyen probablemente a las dificultades de las vitroplantas para adaptarse a un entorno hostil de altas temperaturas y la fuerte radiación durante los primeros días en campo.

En el Cuadro 9 se presenta el número total de plantas brotadas en los tratamientos de cabeza y punta por un periodo de 35 días de evaluación. De acuerdo a estos datos, el tratamiento las semillas provenientes de las secciones de cabeza o base presentaron un mayor número de plantas brotadas que las

secciones de la punta o apicales. Al evaluar el comportamiento de esta variable, se observó diferencias significativas ($p > 0,05$) a los 21 dds y 28 dds. Sin embargo, a los 35 dds no se presentó diferencias significativas ($p > 0,05$) entre el número de las plantas brotadas en los tratamientos valorados.

Cuadro 8. Brotación de las semillas provenientes diferentes secciones (cabeza y punta) durante los primeros 35 dds. Santa Clara, San Carlos. 2018.

Tipo de semilla	Días después de la siembra			
	14	21	28	35
Cabeza	0 ^A	38 ^B	62 ^C	94 ^D
Punta	0 ^A	2 ^A	32 ^B	88 ^D

Medias con una letra común leídas verticalmente no son significativamente diferentes ($p > 0,05$) según la prueba LSD Fisher

Cornet *et al.* (2014) evaluó la variabilidad del rendimiento en dos especies principales de ñame (*Dioscorea alata* y *Dioscorea rotundata*), e identificar los mecanismos subyacentes que la controlan en el campo (brotación y competencia). Se sembraron rizomas enteros pequeños con un peso constante de 400 g sin estacas. Cornet y colaboradores mencionan que la distribución de la brotación de los ñames individuales fue típica de una emergencia desigual, ya que el 90% de brotación se extendió en 51 días y 47 días para *D. alata* y *D. rotundata* respectivamente. Ondo *et al.* (2016) utilizó rizomas enteros de *D. rotundata* divididos en tres categorías: 40 g - 80 g; 100 g - 150 g y 200 g - 300 g y observó el porcentaje de emergencia a los 30 días, 60 días, 90 días y 180 días después de la plantación. A pesar que a los 180 dds todos los materiales estaban brotados, Ondo y colaboradores observaron que cuanto mayor fue el peso de los rizomas más rápido fue la brotación, probablemente debido a que los rizomas más grandes tenían más reservas, por lo tanto, podían brotar más fácilmente.

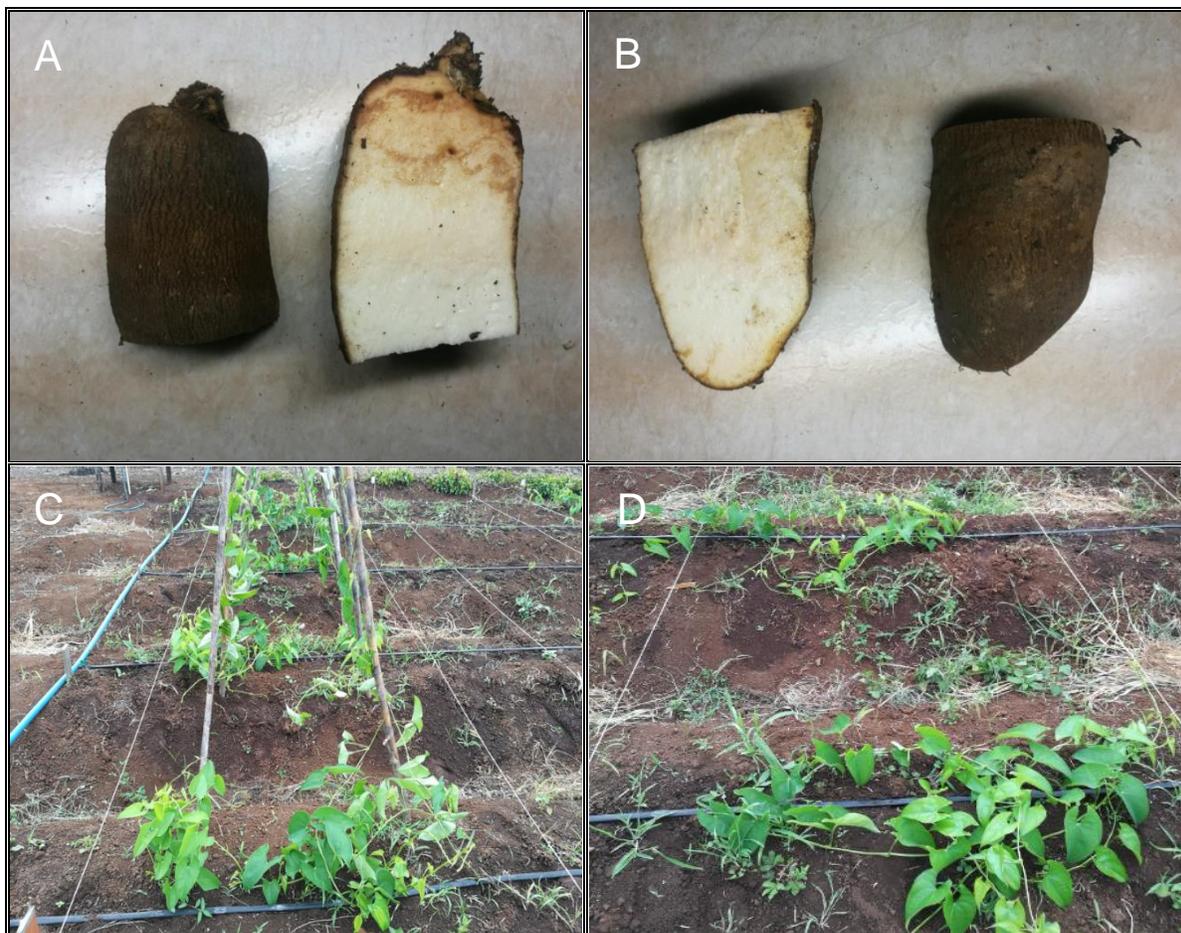


Figura 9. **A)** Semilla procedente de fracciones de rizomas de la sección superior del ñame o cabeza. **B)** Semilla procedentes de fracciones de rizomas de la sección inferior del ñame o punta. **C)** Parcela tratamiento cabeza a los 45 dds. **D)** Parcela tratamiento punta a los 45 dds. Santa Clara, San Carlos. 2018.

Según algunos autores, el orden de brotación de la semilla inicia con aquellas obtenidos a partir de la cabeza o sección superior del rizoma, luego las semillas procedentes del centro o cuerpo y finalmente las semillas derivadas de la parte inferior del rizoma (Figura 9). Este comportamiento es causado por dominancia apical presente en el ñame. Cuando el rizoma ha roto la dormancia las primeras yemas en brotar provienen de la parte superior del ñame (la cual tienen mayor cantidad de yemas), formando posteriormente el complejo nodal primario (CNP). Este evento provoca la producción de auxinas, las cuales migran a través del rizoma reprimiendo la salida de nuevos brotes (Gonzales 2012, Leblanc y Arce 2007, Hamadina 2011, Sánchez *et al.* 2008). En consecuencia, a la diferencia en

los periodos de brotación, es importante no mezclar la semilla proveniente de la cabeza y la punta, permitiendo que cada sección se siembra por separado y de esta manera se facilitará la planificación y las labores que se realicen en el campo (Leblanc y Arce 2007).

Hamadina (2011) describe cuatro capas o regiones principales de tejido presentes en rizomas latentes. Estas son: (i) la región protectora compuesta por células de corcho suberizadas, (ii) una corteza compuesta por células del parénquima cortical, algunas células de taninos y células idioblastas, (iii) la región meristemática y (iv) el parénquima de almacenamiento lleno de granos de almidón y tejidos vasculares dispersos. Los primeros signos de división celular ocurren en la región meristemática, conduciendo a la formación de una masa localizada de células llamada meristema de engrosamiento primario (MEP), los cuales formarán un meristema apical en desarrollo (MAD) y finalmente un brote apical. Con un mayor desarrollo, el brote apical surge en la superficie del rizoma causando una protuberancia, el cual eventualmente se agrieta y expone levemente la yema interna (tejido blanquecino) formando finalmente un brote externo. Este evento se denomina brotación. La vascularización del meristema es conocido como el complejo nodal primario (CNP). El CNP construye el órgano de crecimiento vegetativo renovado del cual se originan los tallos, las raíces y rizomas (el CNP de se convertirá próximamente en la cabeza del rizoma a cosechar). Cabe destacar, que existe una confusión entre el CNP y la cabeza de rizoma. Sin embargo, es evidente que son estructuras diferentes, ya que la cabeza del rizoma está presente y la CNP está ausente durante la latencia de los mismos, ambas estructuras están presentes durante la renovación crecimiento vegetativo y la CNP siempre se formará en la superficie del rizoma sin o en la cabeza de rizomas (Figura 10)

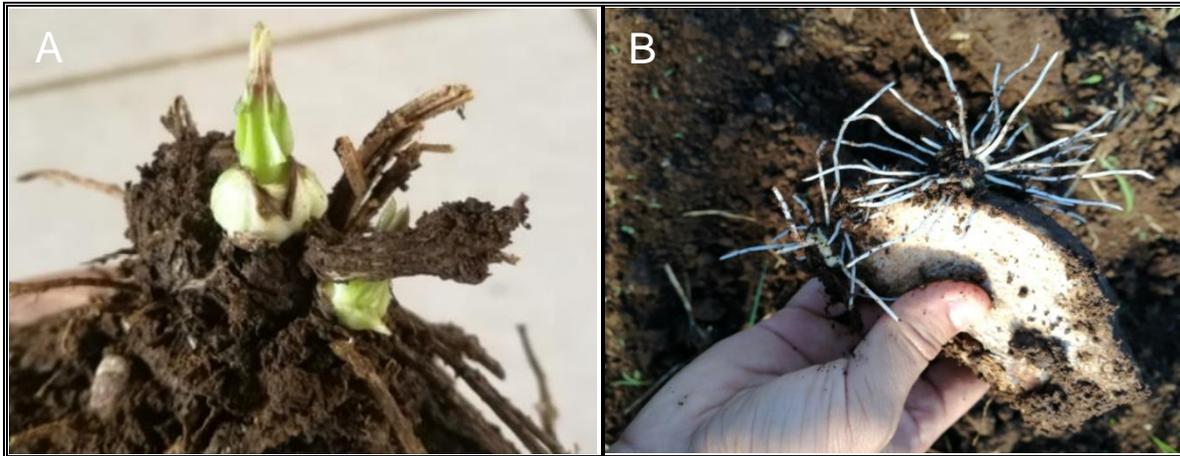


Figura 10. A) CNP de la cabeza o sección superior de un rizoma de ñame **B)** CNP de una fracción de rizoma proveniente de la sección inferior o apical del ñame. Santa Clara, San Carlos. 2018

4.1.2 Presencia de plagas

En el Cuadro 10 se observa los patógenos diagnosticados en el cultivo procedentes de los tallos y hojas de los diferentes tratamientos según su fecha de recolección, ya que las mismas se realizaron 120 días después de la primera siembra (primer muestreo) y 215 días después de la segunda siembra (segundo muestreo). Durante el ciclo del cultivo fue preciso la aplicación de funguicidas debido a un ataque severo de antracnosis (cuadro 4).

Los microorganismos asociados a la antracnosis durante el presente estudio, también han sido reportados por Villalobos *et al.* (2009) y Chávez (2017). Pinzón (2014) identificó géneros de *Colletotrichum sp*, *Fusarium sp*, *Curvularia sp*, *Phomopsis sp* y *Pestalotia sp* a partir de hojas de ñame con diferentes afecciones relacionadas con la antracnosis, asociando esta enfermedad al género *Colletotrichum sp*, ya que de los 41 aislamientos realizados 72% pertenecían a este género. Pinzón (2014) determinó como agente causal de antracnosis foliar en ñame a *C. gloeosporioides* y de la pudrición del rizoma al patógeno *F. oxysporum*.

Cuadro 9. Lista de hongos diagnosticados por el Laboratorio de Fitopatología y Biocontroladores de la Escuela de Agronomía provenientes de las hojas de los diferentes materiales de siembra en ñame. Santa Clara, San Carlos. 2018.

Fecha del Diagnostico	Hongos	
15/3/2018*	<i>Curvularia pseudobrachyspora</i> o <i>Cochliobolus lunatus</i>	<i>Curvularia lunata</i>
	<i>Colletotrichum karstii</i> , <i>C. Boninense</i> , <i>C. gloeosporioides</i> , <i>C. nicotianae</i>	<i>Fusarium Solani</i>
25/11/2018	<i>Colletotrichum gloeosporioides</i>	<i>Colletotrichum truncatum</i>
	<i>Glomerella</i> sp	<i>Pestalotiopsis</i> sp
	<i>Nigrospora</i> sp	<i>Siridium</i> sp
	<i>Fusarium</i> sp	<i>Cylindrosporium</i> sp

Chávez (2017) identificó organismos asociados a la antracnosis a partir de aislamientos de patógenos fúngicos en hojas de ñame Diamantes 22 (*D. alata*) en la Zona Huertar Norte, realizando dos periodos de muestreo, en época seca (abril-mayo) y en época lluviosa (oct-nov). Al igual que Chávez, en el presente trabajo se diagnosticaron los géneros *Colletotrichum* sp, *Curvularia* sp, *Fusarium* sp y *Pestalotiopsis* sp. Cabe recalcar, que dicho autor encontró diferencias en los porcentajes de aparición o incidencia de los patógenos en los periodos de muestreo, ya que de la época seca a época lluviosa el género *Colletotrichum* sp pasó de 66,7% a 11,1% de aparición, *Fusarium* sp de 22,2% a 0% y *Curvularia* sp aumentó de 22,2% a 55,6%. Chávez (2017) mencionó que las condiciones climáticas presentadas afectaron los porcentajes de incidencia de los hongos, ya que el ciclo reproductivo de *Colletotrichum* sp y *Fusarium* sp requiere gran cantidad de lluvia para iniciar su la afectación en el cultivo. A pesar de que el género *Curvularia* se presentó en la época de menos lluvia y alta temperatura, Chávez mencionó que durante la realización del estudio se presentaron precipitaciones alrededor 15 mm diarios a finales de mayo, lluvia necesaria para la diseminación de esporas a las hojas para iniciar el proceso de infección. Esta

* Análisis obtenido a través del Laboratorio de Fitopatología y Biocontroladores de la Escuela de Agronomía. 2019. Datos no publicados

condición probablemente explique la razón por la que en esta investigación el género *Curvularia sp* se diagnosticó únicamente en el periodo seco.

Existe una variedad de síntomas asociados a antracnosis en ñame y por ende términos usados para definirlos, quemadura, tizón, mancha o punto necrótico, muerte regresiva, entre los más comunes. Las lesiones típicas son café oscuras casi negras, irregulares o aproximadamente circulares de 2 mm a 20 mm de diámetro, estas pueden expandirse para formar largas manchas que reducen notablemente el área fotosintética, produciendo necrosis extensiva de las hojas y muerte regresiva del tallo (Pinzón 2014). El 93% de todas las especies del ñame son susceptibles a la antracnosis generando pérdidas cuantiosas a tal punto que los agricultores han suspendido las cosechas de ñame, ya que el costo de control de la enfermedad puede llegar a un 45% de los costos totales de producción (Maya 2015).

En la figura 11 se observa los síntomas causados por antracnosis en el tratamiento rizomas de segunda generación, mientras que la figura 12 los síntomas provocados en los tratamientos con semilla convencional (Cabeza y Punta) durante diferentes etapas de desarrollo de los materiales. Fue posible visualizar cuatro diferentes lesiones foliares en ñame, lesiones descritas también por otros autores (Maya 2015 y Pinzón 2014), estas fueron:

- A. Lesión 1: Lesiones largas e irregulares de color gris (textura escamosa) que se extiende por toda la lámina foliar sin dañar nervio central (Fig. 11 A y B).
- B. Lesión 2: Puntos regulares de color café oscuro a negro, rodeado de una mancha irregular de color café claro. Las hojas se tornan de un color amarillo, que sugiere la probabilidad del efecto de una toxina inducida por el patógeno. (Fig. 11 C y E)

- C. Lesión 3: Lesiones pequeñas y regulares de color marrón (Fig 12. B), las cuales al expandirse forman manchas largas e irregulares de color café oscuro con borde más claro, rodeada por un halo clorótico (Fig 12. C).
- D. Lesión 4: Pequeñas manchas irregulares sobre las hojas de color negro con un pequeño halo clorótico, que comienza desde el borde y extendiéndose hacia el interior de la lámina foliar. Conforme avanza la enfermedad estas se unen entre sí, logrando necrosar totalmente el follaje (causar deformación del borde de la lámina foliar) y destruir la planta (Fig 11 F; Fig 12. A, D y F)

La sintomatología de antracnosis causada por *C. gloeosporioides* muy variable, debido a la versatilidad de sus expresiones que dependen del hospedero y de las condiciones climáticas del entorno, ya que la relación existente entre el hospedero-patógeno-medio-ambiente (triángulo de la enfermedad) condicionan el tipo expresión de los síntomas en los cultivos.

En cuanto a las lesiones provocadas por antracnosis en los materiales rizomas segunda generación provenientes de plantas *in vitro*, se observaron todos los tipos de lesiones (1-4) descritos anteriormente. Este tratamiento fue el primero en mostrar síntomas de la enfermedad, debido a que presentaron mayor tiempo de siembra que los otros materiales. Aproximadamente a los 97 dds se observaron los primeros síntomas de la lesión tipo 1, percibiéndose en mayor proporción en las hojas bajas de las plantas (Figura 11 A y B). Posteriormente a los 135 dds se distinguieron lesiones tipo 2, tipo 3 y tipo 4. Es importante recalcar que las lesiones tipo 4 (Figura 11 F) se observaron en mayor cantidad de hojas de la parte baja de la planta, en contraste a la lesión tipo 2 y 3 se localizaba en la zona superior de la misma (Figura 11 E); sin embargo, era posible encontrar dichas lesiones en cualquier región de la planta. Conforme transcurrió el tiempo, las diferentes lesiones se expandieron en la parte aérea de la planta, logrando necrosar totalmente el follaje y destruir la planta.

Las lesiones encontradas en los tratamientos con secciones del rizoma (cabeza y punta), correspondían a lesiones Tipo 3 y Tipo 4. Las lesiones tipo 4 se concentraron en la región inferior de las plantas, por el contrario, a las lesiones Tipo 3 que afectaban en mayor porcentaje a la parte superior de la planta, aunque se podían encontrar lesiones en cualquier sección de la misma. La infestación se presentó a partir de los 44 dds (Figura 12 A y B) en fase de desarrollo del cultivo, extendiéndose paulatinamente sobre los tratamientos hasta destruir por completo la planta. Es importante recalcar, que el tratamiento semilla de punta presentaba el mayor número de plantas atacadas y mayor grado de infección por planta en comparación al tratamiento semilla de cabeza. Como se observa en la Figura 12 E y F, para el mismo periodo de tiempo, el tratamiento semilla de punta estaba completamente muerto mientras que el tratamiento semilla de cabeza todavía presentaba follaje sano e infectado. Desde inicio de la fase del cultivo, este último tratamiento presentaba mejores cualidades, mostrando mayor vigor en las plantas, velocidad de crecimiento y cantidad de follaje, mostrando mayor tolerancia a la antracnosis.

Los datos presentados en este trabajo, con respecto a la diferente sintomatología observadas por esta enfermedad, así como a los diferentes patógenos aislados indican que la problemática de la antracnosis en ñame es más compleja y que el agente causal podría ser una combinación de microorganismos que producen diferentes lesiones o síntomas en la planta. Estos resultados coinciden con lo reportado por Chávez (2017). Se recomendaría realizar investigaciones con esta enfermedad para asociar las lesiones con posibles agentes causales y estudiar la susceptibilidad de esos agentes causales al control químico (orgánico y sintético).

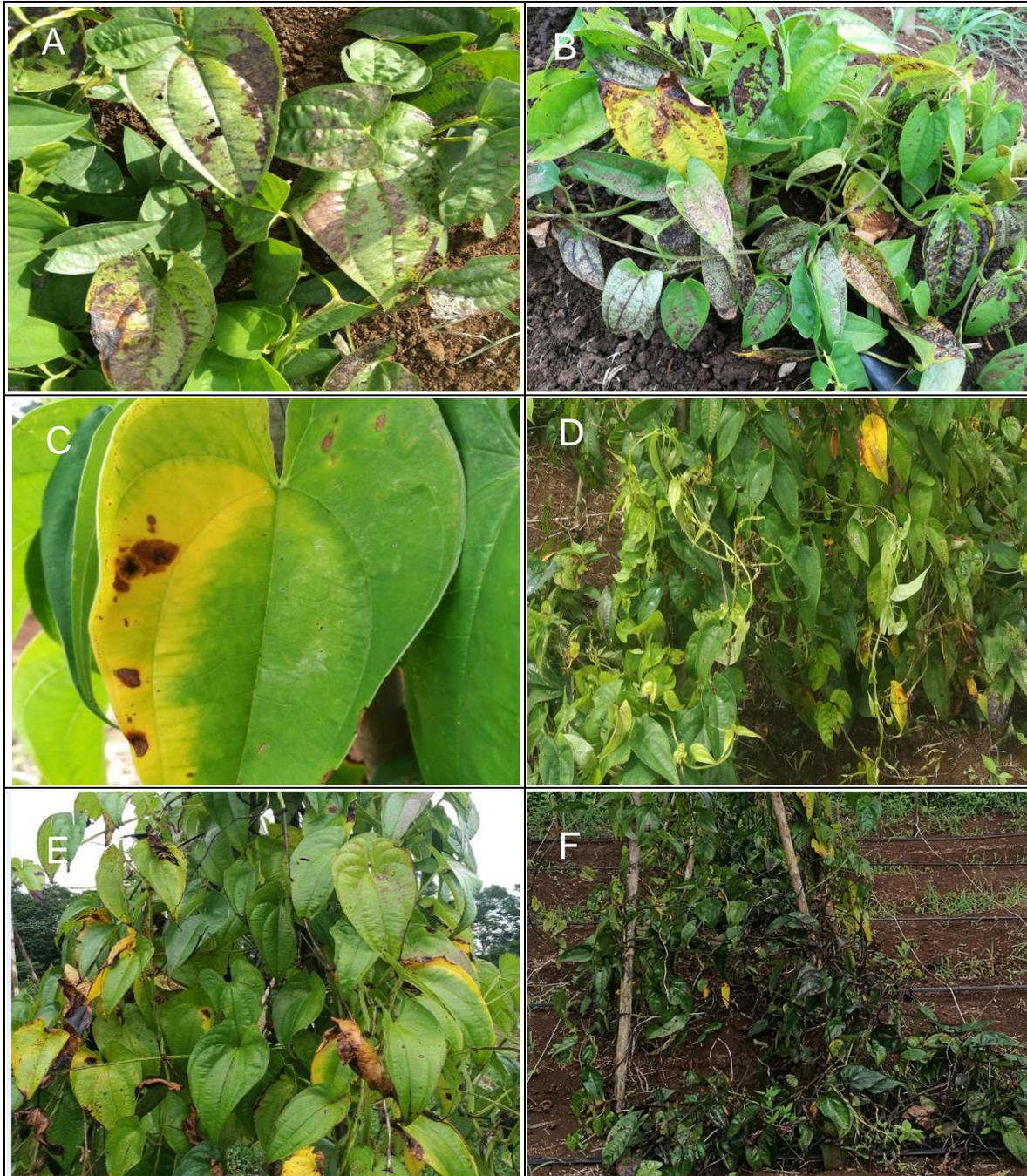


Figura 11. Síntomas causados por antracnosis en hojas y tallos proveniente de rizomas de segunda generación a partir de plantas in vitro (2G) **A) y B)** 97 dds. **C)** 165 dds. **D)** 226 dds. **E)** 263 dds. **F)** 303 dds. Santa Clara, San Carlos 2018.



Figura 12. Síntomas causados por antracnosis en hojas y tallos proveniente fracciones de rizomas de la sección superior o cabeza (**A, C, E**) y la sección inferior o punta del ñame (**B, D, F**). Santa Clara, San Carlos. 2018

4.1.3 Rendimiento para exportación y consumo nacional

Para la variable cosecha se evaluó el peso fresco de los rizomas producidos por cada planta de la parcela útil de cada uno de los tratamientos, dividiendo las mismas en tres categorías: primera, segunda y tercera categoría. El Cuadro 11 presenta los resultados del peso de los rizomas comercializables por hectárea en tres materiales de siembra (rizomas de segunda generación (2G), cabeza y punta). Se encontraron diferencias significativas ($p > 0,05$) entre los tratamientos en cuanto la variable toneladas por hectárea, destacándose los valores más altos en el tratamiento de semilla de cabeza y 2G, seguidamente del tratamiento semilla de punta. En cuanto a la producción de calidad de exportación, es notable una diferencia por parte de la semilla de la cabeza, el cual fue superior en esta variable a los tratamientos de 2G y punta (81,55% y 83,65% respectivamente). Por otro lado, la producción de ñame para consumo nacional o exportación como trozos congelados, se obtiene del tratamiento 2G son más productivas con respecto a cabeza y punta

Cuadro 10. Rendimiento en t/ha de los diferentes tratamientos de ñame a los 225 dds. Santa Clara, San Carlos. 2018.

Tipo de semilla	Peso (toneladas)			
	Primera	Segunda	Tercera	Total
Cabeza	19,19±3,86 ^A	5,27±1,74 ^{BC}	4,47±1,29 ^{BC}	28,94 ^A
Punta	3,54±1,68 ^C	3,25±1,07 ^C	2,58±0,62 ^C	9,37 ^B
2G	3,10±0,66 ^C	11,18±3,32 ^B	21,32±1,82 ^A	35,60 ^A

Medias con una letra común leídas verticalmente no son significativamente diferentes ($p > 0,05$) según la prueba LSD Fisher

Esta diferencia en la producción entre la semilla de cabeza y punta, se encuentra relacionada al crecimiento explicado anteriormente, ya que las plantas procedentes de la sección de la cabeza del rizoma emergieron más rápido, observándose un mayor follaje y una mayor tolerancia a la antracnosis (Figura 12 E y F). Esto pudo conllevar a una mayor producción de fotoasimilados los cuales se utilizaría para el crecimiento y desarrollo posterior de los rizomas. Diby *et al.* (2011) determinaron en *D. alata* y *D. rotundata* que el rendimiento (t/ha) se

correlaciona positivamente con el máximo índice de área foliar. Estos resultados concuerdan con lo descrito por Cornet *et al.* (2014), el cual encontraron que las plantas brotadas tempranamente iniciaron la formación del rizoma más temprano en el periodo de crecimiento y alcanzaron un rendimiento máximo más alto. En el caso de *D. alata* se obtuvieron diferencias en cuanto al peso máximo del rizoma de 486 g entre las primeras y las últimas plantas emergidas. Cornet y colaboradores menciona que la sensibilidad al fotoperíodo puede explicar por qué las últimas plantas emergidas obtuvieron menores rendimientos, ya que el ñame es un cultivo fotoperiódico donde una duración mayor a 12 horas por día favorece el crecimiento de los rizomas. Por ende, una emergencia tardía significa un desarrollo más lento del follaje, disminuyendo la intercepción de radiación solar y por ende la fotosíntesis, reduciendo la producción de carbohidratos, repercutiendo en el crecimiento de los rizomas, resultando en rendimientos más bajos. Ondo *et al.* (2016) utilizó rizomas enteros (*D. rotundata*) como semilla de pesos variables, desde 40 g - 80 g; 100 g - 150 g y 200g - 300 g, determinando que cuanto mayor era el peso de los rizomas más rápido fue la brotación de los mismos y mayor su rendimiento, obteniendo valores de 37 t/ha, 29 t/ha y 56 t/ha para cada categoría respectivamente.

Quirós *et al.* (2007) menciona que en ñame (*D. alata*) a una densidad de siembra de 26 600 plantas/ha se estiman rendimientos de 12-15 t/ha. Por otro lado, en el último censo raíces tropicales y piña (MAG 2009) menciona rendimientos promedios estimado de 12.17 t/ ha, mientras que Alvarado (2018b) reporta que en el país el rendimiento promedio fue de 15 t/ha. Tanto las plantas provenientes de rizomas de segunda generación y de secciones de cabeza presentaron rendimiento por encima de lo reportado (28,94 t/ha y 35,60 t/ha respectivamente), sin embargo, las plantas provenientes de secciones de la cabeza fueron las que produjeron mayor rendimiento con calidad de exportación (19,19 t/ha). Es importante recalcar, que a pesar que el tratamiento 2G presenta el mayor rendimiento entre los tratamientos, estos rizomas estaban clasificado en la categoría de tercera. Esto se debe a que presentaban ñames deformes (Figura 13 E). Esta deformación de los ñames ha estado asociada a problemas de

nematodos (Lebot 2009). Debido a lo anterior, se realizó un análisis nematológico al final de la cosecha, para determinar a la presencia nematodo, encontrándose nematodos de vida libre (*). Sin embargo, si la finalidad de la explotación es la producción de harinas a partir de los rizomas, este material podría ser una alternativa viable, debido al peso de los mismos.



Figura 13. A) Ñames cosechados del tratamiento Ca B) Ñames cosechados del tratamiento Pu C) Ñames cosechados del tratamiento 2G D) Daño de ñames provocado por antracnosis. Santa Clara, San Carlos. 2018

De igual manera, es importante la implementación de tutores de buena calidad, ya que como se muestra en la Figura 14 A y B, cuando los tutores sostenía gran cantidad de follaje por parte de las plantas de los diferentes tratamientos, están tendían a volcarse o quebrarse, provocando hasta el desprendimiento de las plantas con raíz y rizoma del suelo. Esto se debió a que dichos tutores de caña india provenían de una plantación de ñame anterior, por ende cierta parte se encontraban en un estado de descomposición avanzado, además que fue atacado por termitas o comején (isópteros) provocando la ruptura de las tutores paulatinamente.



Figura 14. A) Caída de tutores de caña india junto a las plantas de ñame. **B)** Ñames extraídos del suelo debido a la caída de tutores. Santa Clara, San Carlos. 2018

Por otro lado, en el cuadro 12 se observa la variable de número de rizomas en promedio de la parcela útil para los diferentes tratamientos, obteniendo diferencias significativas ($p > 0,05$) entre los tratamientos y las diferentes categorías de clasificación de los ñames. El mayor número de ñames lo obtuvo el tratamiento 2G (8,19 ñames), posteriormente el tratamiento con secciones de cabeza (5,08 ñames) y por último el tratamiento con secciones de punta (3,14 ñames). Sin embargo, cabe recalcar que el mayor número de ñames en promedio para la primera categoría o exportación fue el tratamiento de cabeza (5 ñames), luego punta (1,67 ñames) y finalmente rizomas de segunda generación (1,33 ñames)

Cuadro 11. Número de ñames en promedio en la parcela útil (9 plantas) en los diferentes tratamientos a los 225 dds. Santa Clara, San Carlos. 2018.

Tipo de semilla	Número de ñames			
	Primera	Segunda	Tercera	Promedio
Cabeza	5 ^{BCD}	4,00 ^{BCD}	6,25 ^{BC}	5,08 ^B
Punta	1,67 ^D	2,75 ^{CD}	5,00 ^{BCD}	3,14 ^B
2G	1,33 ^D	7,00 ^B	16,25 ^A	8,19 ^A

Medias con una letra común leídas verticalmente no son significativamente diferentes ($p > 0,05$) según la prueba LSD Fisher

Las plantas procedentes de semillas de rizomas de segunda generación fueron las que produjeron el mayor rendimiento por unidad de área (35,6 t/ha) y tuvieron la mayor producción de rizomas (8,19 rizomas/parcela útil). Sin embargo,

la calidad de esta producción no fue buena debido a que la mayoría de los rizomas fueron categorizados segunda y tercera debido al tamaño que presentaban. Esto podría estar asociado a una mayor necesidad nutricional de la planta, ya que la extracción de estos nutrientes para la formación y llenado de los rizomas de mayor peso debería ser mayor. Diferentes autores (Ajayi *et al.* 2006; Diby *et al.* 2009, Hgaza *et al.* 2010; Carsky *et al.* 2010) señalan que la aplicación de fertilizante conlleva a un aumento significativo en el rendimiento, siendo el nitrógeno y el potasio los nutrientes más críticos para la producción máxima de ñames

Ríos *et al.* (2010) citando a Cordero *et al.* (1986) encontraron una correlación altamente significativa entre el peso y número de tubérculos de papa, cuando aplicaron dosis crecientes de nitrógeno (0 kg/ha, 150 kg/ha, 300 kg/ha y 450 kg/ha N) y fosforo (0 kg/ha, 250 kg/ha, 500 kg/ha, 750 kg/ha y 1.000 kg/ha P₂O₅). Vera (1996) encontró que a medida que aumenta la dosis de fosforo y potasio, tienen a aumentar el número de raíces comerciales en camote, ya que estos elementos influyen en la formación de raíces.

Cornet *et al.* (2014) observó diferencias significativas entre *D. alata* y *D. rotundata* para el número de rizomas y su peso seco. Sin embargo, para *D. alata* las diferencias entre las plantas con diferentes periodos de brotación se vio afectado el número de rizomas por planta, en contraste para *D. rotundata*, la principal diferencia entre los periodos de brotación se refería al peso medio del rizoma. Por otro lado, Ondo *et al.* (2016) en *D. rotundata* utilizando tres categorías de semilla según su peso (40 g - 80g; 100 g - 150 g; 200 g - 300 g) y tres métodos de siembra (horizontal, oblicuo y vertical) observó diferencias significativas en cuanto el número de ñames, la profundidad y la propagación de los rizomas. La siembra vertical produjo rizomas más profundos, pero más compactos, mientras que la siembra horizontal produjo rizomas con menor profundidad, pero más extendidos. En cuanto al número de ñames, el método de siembra vertical (2,5 ñames) registró estadísticamente el número promedio de ñames más bajo en comparación a la siembra horizontal (4,7 ñames) y oblicua (5,2 ñames). En cuanto el peso de la semilla, las categorías 40-80 g y 200-300 g (4,6 ñames y 4,3

ñames en promedio respectivamente) no obtuvieron diferencias significativas en comparación a la categoría 100 g - 150 g (3,7 ñames) para esta variable.

Finalmente, en el cuadro 13 se observa el número de ñames dañados por antracnosis en los diferentes tratamientos (Figura 13 F). Se percibe un mayor número de ñames dañados en el tratamiento con secciones de cabeza (15 ñames), seguidamente tratamiento con secciones de la punta del rizoma (7 ñames) y 2G (5 ñames). Cabe recalcar que las lesiones observadas los ñames que se calificaron como segunda eran muy pequeñas; sin embargo, los ñames clasificados como tercera presentaban lesiones de gran tamaño y cubrían gran parte del rizoma (Figura 13 F). Los síntomas se presentan como lesiones necróticas, secas y de color café oscuro o negro, que penetran el tejido y se extendían a lo largo del rizoma.

Cuadro 12. Número de ñames dañados por antracnosis en los diferentes tratamientos de ñame a los 225 dds. Santa Clara, San Carlos. 2018

Tipo de semilla	Número de ñames dañados por antracnosis			
	Primera	Segunda	Tercera	Total
Cabeza	0	3	12	15
Punta	0	0	7	7
2G	0	2	3	5
Total General	0	5	22	27

5. CONCLUSIONES

- El mayor porcentaje de brotación de los rizomas de ñame se obtuvo con el uso de semilla proveniente de secciones de la cabeza.
- Las vitroplantas de ñame tuvieron un 100% de mortalidad en condiciones de campo
- El uso de los esquejes pueden ser una alternativa para la macropropagación y producción de semilla de ñame libre de plagas
- Todos los materiales presentaron alta susceptibilidad a la antracnosis; sin embargo, las plantas provenientes de secciones de punta del rizoma fueron las más susceptibles.
- Las plantas provenientes de secciones de cabeza fueron las que produjeron la mayor producción de ñame exportable, mientras que el uso de rizomas de segunda generación fue las que produjeron el mayor rendimiento total.

6. RECOMENDACIONES

- Evaluar el crecimiento y el costo beneficio del uso los esquejes de ñame procedentes de vitroplantas para la producción de semilla libre de plagas en invernadero y campo.
- Estudiar el efecto del periodo de reposo de los rizomas procedentes de vitroplantas y los esquejes de ñame.
- Evaluar el comportamiento (crecimiento y rendimiento) de los rizomas producidos por las vitroplantas y los esquejes de ñame.
- Repetir esta investigación durante las condiciones de la estación lluviosa, las cuales son más favorables para este cultivo.
- Hacer un estudio sobre la incidencia de diferentes patógenos asociados a los síntomas de la antracnosis en ñame
- Establecer un protocolo más detallado para la fase de aclimatación de plantas *in vitro* y brindar mejores condiciones para esta etapa en el invernadero

7. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

- Ajayi, S; Akinrinde, E; Asidedu, R. 2006. Efectos del tratamiento con fertilizante en ñame (especies de *Dioscorea*) Rendimiento de tubérculos en dos tipos de suelo de Nigeria. *Diario de Agronomía*. Vol 5. Num 3. 492-496. (en línea) Consultado el 2 de mayo de 2019. Disponible en: <https://scialert.net/fulltextmobile/?doi=ja.2006.492.496>
- Alvarado A. 2018a. Análisis y monitoreo de mercados en ñame. Boletín SIM 2018-01 (Servicios de información de Mercados). (en línea) Consultado el 30 de diciembre de 2018. Disponible en: https://www.simacr.go.cr/images/SIIM/sector_agricola/Raices_y_Tuberculos/name/2018/A_%C3%B1ame_01_02-03-2018.pdf
- _____. A. 2018b. Análisis y monitoreo de mercados en ñame. Boletín SIM 2018-02 (Servicios de información de Mercados). (en línea) Consultado el 30 de diciembre de 2018. Disponible en: https://www.simacr.go.cr/images/SIIM/sector_agricola/Raices_y_Tuberculos/name/2018/A_%C3%B1ame_02_22-06-2018.pdf
- Álvarez, D; Pérez, A; Díaz, J; Maestre, M; Beltrán, J. 2011. Transmisión del Virus del Mosaico Suave del Ñame a *Dioscorea rotundata* por *Oncometopia sp.* *Revista Colombiana de Entomología* 37 (1): 77-79. (en línea). Consultado el 30 de septiembre del 2017. Disponible en: <http://www.scielo.org.co/pdf/rcen/v37n1/v37n1a13.pdf>
- Arce, C. 2017. Efecto de fungicidas sobre el crecimiento micelial de aislamientos fúngicos asociados a antracnosis en ñame (*Dioscorea alata* L.) a nivel *in vitro* en Santa Clara, Costa Rica. Tesis Licenciatura. Campus Tecnológico de Costa Rica. Sede Regional San Carlos.
- Audesirk, T; Audesirk, G; Byers, B. 2008. *Biología: La vida en la Tierra* Pearson Educación de México.
- Bertsch, F. 2003. Absorción de nutrientes por los cultivos. Asociación Costarricense de la Ciencia del Suelo. San José, Costa Rica.
- Bonilla, M; Hernández, O. 2012. Propagación *in vitro* de ñame (*dioscorea spp.*): una perspectiva en la producción masiva de plántulas y conservación de

- germoplasma. (en línea). Consultado el 3 de noviembre del 2017.
Disponible en:
[http://vip.ucaldas.edu.co/agronomia/downloads/Agronomia20\(2\)_8.pdf](http://vip.ucaldas.edu.co/agronomia/downloads/Agronomia20(2)_8.pdf)
- Borges, M; Malaurie, B; Meneses S; Gómez, R; Lartaud M; Verdeil J. 2016. Anatomía comparada de plantas de *Dioscorea alata* L. clon Caraqueño cultivadas en tres ambientes de crecimiento *in vitro*. Revista Colombiana Biotecnología. Vol. 18. No.2. 112-118 (en línea). Consultado el 7 de septiembre 2017. Disponible en:
<http://www.scielo.org.co/pdf/biote/v18n2/v18n2a15.pdf>
- _____, M; Malaurie, S; Gómez, Estrada, E; Reyes, D, Destrada, R. 2015. Respuesta en campo de plantas *in vitro* de *Dioscorea alata* L. clon 'Caraqueño' en distintos momentos de plantación. Biotecnología Vegetal Vol. 15, No. 3: 137 - 142. Granma, Cuba (en línea). Consultado el 9 de enero de 2019. Disponible en:
<http://132.248.9.34/hevila/Biotecnologiavegetal/2015/vol15/no3/2.pdf>
- _____, M; Reyes, D; Leyva, H; Ávila, U; Lambert, T. 2018. Producción de ñame clon Criollo a partir de bulbillos aéreos. Agronomía Mesoamericana, vol. 29, núm. 1. Costa Rica. (en línea). Consultado el 9 de enero de 2019. Disponible en:
<https://www.redalyc.org/jatsRepo/437/43754020007/43754020007.pdf>
- Brenes M. 2010. Determinación de la causa de los síntomas en tejido foliar de ñame amarillo (*Dioscorea cayenensis* Lam) y su erradicación, enriqueciendo el medio de cultivo y usando técnicas de cultivo de meristemas, termo y quimioterapia en condiciones *in vitro*. Tesis Bachillerato. Escuela de Biología, Instituto Tecnológico de Costa Rica. Cartago, Costa Rica. (en línea) Consultado el 5 octubre del 2017. Disponible en:
https://repositoriotec.tec.ac.cr/bitstream/handle/2238/696/Informe_Final.pdf?sequence=1
- Cabrera, J; Gómez, R; Raya, A; DeFeria, M; López, J; Medero, V; Basail, M; Rodríguez, G; Santos, Arletys. 2010. Evaluación en campo de plantas de

- ñame (*Dioscorea alata* L.) obtenidas de los microtubérculos formados en Sistema de Inmersión Temporal. Revista Colombiana de Biotecnología. Vol. XII No.1. 47-56. Universidad Nacional de Colombia. Bogotá, Colombia. (en línea). Consultado el 15 de noviembre del 2017. Disponible en: <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=77617786006>
- _____, M; Gómez, R; Rodríguez, S; López, S; Rayas, A; Basail, M; Santos, A; Medero, V; Rodríguez, G. 2008. Multiplicación *in vitro* de segmentos nodales del clon de ñame Blanco de Guinea (*Dioscorea cayenensis* - *D. rotundata*) en sistemas de cultivo semiautomatizado. Revista Colombiana de Biotecnología. Vol. X No.2. 97-103. Bogotá, Colombia. (en línea). Consultado el 7 de septiembre 2017. Disponible en: <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=77610211>
- Campo, R y Pérez, D. 2015. Efecto de la densidad de siembra y la fenología del ñame (*Dioscorea* spp.) sobre la antracnosis. Revista Fitopatología Colombiana Vol. 39 No.2. 37-40 (en línea). Consultado el 9 de enero de 2019. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/309735844_EFECTO_DE_LA_DENSIDAD_DE_SIEMBRA_Y_LA_FENOLOGIA_DEL_NAME_Dioscorea_spp_SOBRE_LA_ANTRACNOSIS_Colletotrichum_gloeosporioides
- Carsky, R; Asiedu, R; Cornet, D. 2010. Review of soil fertility management for yam-based systems in west africa. African Journal of Root and Tuber Crops. Vol 8. No2. 1-17. (en línea) Consultado el 2 de mayo de 2019. Disponible en: https://www.researchgate.net/profile/Denis_Cornet/publication/260988837_Review_of_soil_fertility_management_for_yam-based_systems_in_West_Africa/links/0c960532ef7c8ca5b2000000.pdf
- Chacón, A; Gómez, L; Torres, S; Saborío, F. 2005 .Aclimatización de plántulas de yampí (*Dioscorea trifida*) y ñame (*D. alata*) producidas *in vitro*. Agronomía Costarricense. vol. 29, núm. 3. 47-58. San José, Costa Rica. (en línea). Consultado el 8 de noviembre del 2018. Disponible: <https://revistas.ucr.ac.cr/index.php/agrocost/article/view/6780>

- _____, A; Saborío, F; Gómez, L; Torres, S; Valverde, R. 2000. El tipo de gelificante en el desarrollo *in vitro* y la aclimatización de plantas de Yampi (*dioscorea trifida*) y ñame (*dioscorea alata*). Agronomía Costarricense. vol. 24, núm. 2. 57-64. San José, Costa Rica. (en línea). Consultado el 7 de septiembre del 2017. Disponible: <http://www.redalyc.org/pdf/436/43624206.pdf>
- Chandra, S; Bandopadhyay, R; Kumar, V; Chandra, R. 2010. Acclimatization of tissue cultured plantlets: from laboratory to land. Biotechnology Letters. Vol. 32. 1199-1205. (en línea). Consultado el 5 de enero del 2018. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/44585073_Acclimatization_of_tissue_cultured_plantlets_From_laboratory_to_land
- Chaves, S. 2017. Identificación de patógenos asociados a antracnosis en el cultivo de ñame (*Dioscorea alata*) en la región Huetar Norte de Costa Rica. Tesis Bachillerato. Campus Tecnológico de Costa Rica. Sede Regional San Carlos.
- Cornet, D; Sierra, J; Tournebize, R; Ney, B. 2014. Yams (*Dioscorea* spp.) plant size hierarchy and yield variability: Emergence time is critical. European Journal of Agronomy. European Journal of Agronomy. Vol. 55. 100-107. (en línea). Consultado el 17 de Abril del 2019. Disponible en: <https://ezproxy.itcr.ac.cr:2476/science/article/pii/S1161030114000161#fig0005>
- Diby, L; Hgaza, V; Tie, T; Assa, A; Carsky, R; Girardin, O; Frossard; E. 2009. Productivity of yams (*Dioscorea* spp.) as affected by soil fertility. Journal of Animal & Plant Sciences. Vol 5. No 2. 494-506. (en línea) Consultado el 2 de mayo de 2019. Disponible en: <http://m.elewa.org/JAPS/2009/5.2/5.pdf>
- _____, L; Tie, B; Girardin, O; Sangakkara, R; Frossard, E. 2011. Growth and Nutrient Use Efficiencies of Yams (*Dioscorea* spp.) Grown in Two Contrasting Soils of West Africa. International Journal of Agronomy. (en línea) Consultado el 2 de mayo de 2019. Disponible en: <https://www.hindawi.com/journals/ija/2011/175958/abs/>

- Diop, A 1998. Almacenamiento y procesamiento de raíces y tubérculos en los trópicos. FAO: (en línea). Consultado el 5 de abril del 2019. Disponible en: <http://www.fao.org/3/x5415e/x5415e00.htm#Contents>
- Fajardo, J; Lutaladio, N; Larinde, M; Rosell, C; Barker, I; Roca, W; Chujoy; E. 2007. Material de propagación de calidad declarada. Protocolos y normas para cultivos propagados vegetativamente. Estudio FAO producción y protección vegetal. (en línea). Consultado el 17 de abril del 2019. Disponible en: <http://www.fao.org/3/a-i1195s.pdf>
- FAOSTAT. 2018. Estadísticas del cultivo de ñame. (en línea) Consultado el 7 sept. 2017. Disponible en: <http://www.fao.org/faostat/es/#data/QC>
- González, M. 2012. El ñame (*Dioscorea* spp.). Características, usos y valor medicinal. Aspectos de importancia en el desarrollo de su cultivo. Revista Cultivos Tropicales. vol. 33, núm. 4. 5-15. Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas. La Habana, Cuba. (en línea). Consultado el 7 de septiembre del 2017. Disponible en: <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=193224709001>
- Hazarika, B. 2006. Morpho-physiological disorders in in vitro culture of plants. Revista Scientia Horticulturae. vol. 108, núm. 2 . 105-120. (en línea). Consultado el 5 de enero del 2018. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0304423806000689>
- Hgaza, V; Diby, L; Assa, A; Ake, S. 2010. How fertilization affects yam (*Dioscorea alata* L.) growth and tuber yield across the years. African Journal of Plant Sciences. Vol 4. No 3. 53-60. (en línea) Consultado el 2 de mayo de 2019. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/259998891_How_fertilization_affects_yam_Dioscorea_alata_L_growth_and_tuber_yield_across_the_years
https://books.google.co.cr/books?id=oUAckBhfiOEC&pg=PA255&lpg=PA255&dq=d.+alata+nematode+tuber+deformation&source=bl&ots=J90nIU0jI&sig=ACfU3U34I6tT6c8oaKIq7kPD4dRbs7ISbg&hl=es&sa=X&ved=2ahUKEwiExMa7pviAhULKawKHb_nAFkQ6AEwAHoECAkQAQ#v=onepage&q&f=false
- INCAP (Instituto de Nutrición de Centro América y Panamá) y OPS (Organización Panamericana de la Salud). 2012. Tabla de composición de alimentos de

- Centroamérica. Segunda Edición. (en línea). Consultado el 15 de noviembre del 2017. Disponible en: <http://www.incap.int/mesocaribefoods/dmdocuments/TablaCAAlimentos.pdf>
- INEC, 2015. VI Censo Nacional Agropecuario: Resultados generales. San JOse, Costa Rica. (en línea) Consultado el 18 de octubre del 2017. Disponible en <http://www.mag.go.cr/bibliotecavirtual/U40-10581.pdf>
- Labrada, R; Parker, C; Caseley, J. 1996. Manejo de malezas para países en desarrollo. Estudio FAO: Produccion y proteccion vegetal No 120. (en línea). Consultado el 17 de abril del 2019. Disponible en: [http://www.fao.org/3/t1147s/t1147s0j.htm#%C3%B1ame%20\(dioscorea%20spp.\)](http://www.fao.org/3/t1147s/t1147s0j.htm#%C3%B1ame%20(dioscorea%20spp.))
- Leblanc, H; Arce, J. 2007. Producción de raíces y tubérculos: los ñames cultivados en la región atlántica de Costa Rica. Universidad EARTH. Guácimo, Costa Rica. (en línea). Consultado el 1 de noviembre del 2017. Disponible en: <http://usi.earth.ac.cr/glas/sp/Output.pdf>
- Lebot, V. 2009. Tropical Root and Tuber Crops: Cassava, Sweet Potato, Yams and Aroids. (en línea). Consultado 14 de mayo del 2019. Disponible en: https://books.google.co.cr/books?id=oUAcKBhfiOEC&pg=PA255&lpg=PA255&dq=d.+alata+nematode+tuber+deformation&source=bl&ots=J90nIUM0jl&sig=ACfU3U34I6tT6c8oaKlq7kPD4dRbs7ISbg&hl=es&sa=X&ved=2ahUKEwiExMau7pviAhULKawKHb_nAFkQ6AEwAHoECAkQAQ#v=onepage&q&f=false
- MAG (Ministerio de Agricultura y Ganadería) 2009. Informe censo raíces tropicales y piña. (en línea). Consultado el 29 de diciembre de 2018. Disponible en: <http://www.mag.go.cr/bibliotecavirtual/E16-2667.pdf>
- _____. 1991. Aspectos técnicos sobre cuarenta y cinco cultivos agrícolas de Costa Rica. San José, Costa Rica. (en línea). Consultado el 8 de Noviembre del 2017. Disponible en: <http://www.mag.go.cr/bibliotecavirtual/tec-name.pdf>
- Maya, H. 2015. Determinación de la variabilidad morfológica y patogénica del *Colletotrichum gloeosporioides* en *Dioscorea alata*, CV. OSO Y CV. Diamante 22. Universidad de Sucre. Sucre, Colombia. Consultado el 20

- octubre del 2017. Disponible en:
<http://repositorio.unisucre.edu.co/bitstream/001/536/1/T632.4%20M467.pdf>
- Méndez, Y; Palencia, J; Hernández, P; Hernández, E; Beltrám, J. 2013. Reacción de genotipos de ñame (*Dioscorea spp*) a la antracnosis (*Colletotrichum gloeosporioides*). Revista Temas Agrarios. vol. 18, núm. 1. 4-40. (en línea). Consultado el 6 de sept 2017. Disponible en:
<http://132.248.9.34/hevila/Temasagrarios/2013/vol18/no1/3.pdf>
- _____, Y; Porras, C; Hernández, O; Villegas, O; Vallejos, J; Vargas, F; Pérez, J. 2007. Caracterización y plan de acción para el desarrollo de la agrocadena de raíces y tubérculos tropicales en la región Huetar Norte. Ciudad Quesada, Costa Rica. (en línea). Consultado el 20 diciembre del 2018. Disponible en: <http://www.mag.go.cr/bibliotecavirtual/ac-raices-rhn-2007.pdf>
- Morales, S; Mora, R; Rodríguez, J; Salinas, Y; Colinas, M; Lozoya, H. 2011. Desarrollo y rendimiento de papa en respuesta a la siembra de semilla-tubérculo inmadura .Revista Chapingo. Vol 17. Num 1. (en línea). Consultado el 20 enero del 2019. Disponible en:
http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1027-152X2011000100011
- Ondo, O; Kevers; C; Dommès, J. 2016. Effects of planting methods and tuber weights on growth and yield of yam cultivars (*Dioscorea rotundata Poir.*) in Gabon. International Research Journal of Agricultural Science and Soil Science. Vol 6. Núm 3. (en línea). Consultado 24 abril del 2019. Disponible en:
<https://pdfs.semanticscholar.org/38c1/d2899807f18968c5df3bd98b58fad7073528.pdf>
- Pérez, D; Campo, R; Jarma, A. 2015 Respuesta fisiológica del ñame espino (*Dioscorea rotundata Poir*) a las densidades de siembra. Revista Ciencia Agrícola. Vo.32 No.2. 104 - 112 (en línea). Consultado el 24 de marzo de 2019. Disponible en:
<http://revistas.udenar.edu.co/index.php/rfacia/article/view/2647/3185>

- Pinzón, Y. 2014. Caracterización morfológica y molecular de *Colletotrichum gloeosporioides* aislado de ñame (*Dioscorea spp.*) y establecimiento de una escala de virulencia para su caracterización patogénica. Tesis Maestría. Universidad Nacional de Colombia. Bogotá, Colombia. (en línea). Consultado el 22 de septiembre del 2017. Disponible en: <http://www.bdigital.unal.edu.co/39705/1/1026251587.2014.pdf>
- _____, Y; Bustamante, S; Buitrago, G. 2013. Diagnóstico molecular diferencial *Colletotrichum gloeosporioides* y *Fusarium oxysporum* en ñame (*Dioscorea sp.*). Revista Colombiana de Biotecnología. Vo.15 No.1. 52 - 60 (en línea) Consultado el 22 de septiembre del 2017. Disponible en: http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_abstract&pid=S0123-34752013000100006&lng=e&nrm=iso
- PROCOMER. 2018. Estadísticas de comercio exterior. (en línea). Consultado en Diciembre del 2018. Disponible en: https://procomer.com/downloads/estudios/estudio_estadistico_2017/Estadisticas2017.pdf
- Quirós, O; Aguilar, E; Artavia, E; Petter, C; Jiménez, A; Monge, Y. 2007. Caracterización de la agrocadena de raíces tropicales en la Región Atlántica, Costa Rica. MAG. (en línea). Consultado el 6 de sept 2017. Disponible en: <http://www.mag.go.cr/regiones/rha/agrocadenas/raicestropicales.pdf>
- Ríos, J; Jaramillo, S; Gonzales, L; Cotes; J. 2010. Determinación del Efecto de Diferentes Niveles de Fertilización en Papa (*Solanum tuberosum ssp. Andigena*) DIACOL Capiro en un Suelo con Propiedades Ándicas de Santa Rosa de Osos, Colombia. Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín. Vo.63 No.1. 5225-5237. (en línea). Consultado 22 de abril de 2019. Disponible en: <https://revistas.unal.edu.co/index.php/refame/article/view/24943>
- Rodríguez, D; Galvéz, D; Cabrera, M; Beovides, Y; Rodríguez, Y; Robaina, A. 2015. Respuesta agronómica de plantas de *Dioscorea rotundata* Pointcv. 'Blanco de Guinea' obtenidas de minitubérculos producidos en casa de

- cultivo. *Biotecnología Vegetal*. Vol. 15. No. 1. 53 - 58. (en línea) Consultado el 8 de dic 2018. Disponible en: <https://revista.ibp.co.cu/index.php/BV/article/download/9/7>
- _____, M; Matehus, J; Gerstl, A; Santana, M. 2007. Identificación del agente causal de una bacteriosis en ñame (*Dioscorea alata* L.) *Interciencia*. Caracas, Venezuela. Vo.33 No.7. 532-536. (en línea) Consultado el 6 de sept 2017. Disponible en: <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=33933711>
- _____, W. 2000. Botánica, domesticación y fisiología del cultivo de ñame (*Dioscorea alata*). *Agronomía Mesoamericana*. vol. 11. núm. 2. 133-152. Universidad de Costa Rica. Alajuela, Costa Rica. (en línea) Consultado el 8 de sept 2017. Disponible en: <http://www.redalyc.org/pdf/437/43711221.pdf>
- _____, W. 2016. Interceptación de la luz y fotosíntesis del dosel. (en línea). Consultado el 24 de marzo de 2019. Disponible en: <http://exa.unne.edu.ar/biologia/fisiologia.vegetal/InterceptacinLuzfotosntesisdosel.pdf>
- Ruiz, E. 2003. Severidad del complejo de enfermedades foliares en el cultivo de ñame (*Dioscorea alata* L.) en diferentes densidades de siembra y soportes vivos de madera negro y su rentabilidad en Azuero, Panamá. Tesis Maestría. CATIE, Costa Rica. (en línea). Consultado el 9 de enero de 2019. Disponible en: <http://www.sidalc.net/repdoc/A0158e/A0158e.pdf>
- Sánchez, M.; Fernández, H.; Esteban, C. 2008. Caracterización Agromorfológica de cultivares de ñame (*Dioscorea spp.*), procedentes del Suroccidente de Guatemala y efecto de su variabilidad como espesante de salsas caseras. Dirección General de Investigación. Universidad de San Carlos de Guatemala. (en línea). Consultado 17 de abril de 2019. Disponible en <http://digi.usac.edu.gt/bvirtual/informes/prunian/INF-2007-029.pdf>
- Techeira, N; Sívoli, L; Perdomo, B; Ramírez, A; Sosa, F. 2014. Caracterización fisicoquímica, funcional y nutricional de harinas crudas obtenidas a partir de diferentes variedades de yuca (*Manihot esculenta* Crantz), batata (*Ipomoea batatas* Lam) y ñame (*Dioscorea alata*), cultivadas en Venezuela. *Interciencia*. *Revista Interciencia*. vol. 39. núm. 3. 191-197 (en línea).

Consultado el 7 de septiembre del 2017. Disponible en:
<http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=33930206009>

Vera, L. 1996. Respuesta del cultivo del camote (*Ipomea batatas L. lam*) a la fertilización nitrogenada, fosforada y potásica en el Valle del Rio Portoviejo. Tesis Licenciatura. (en línea). Consultado 22 de abril de 2019. Disponible en:

[https://books.google.co.cr/books?id=MJMzAQAAMAAJ&pg=PP8&lpg=PP8&dq=RESPUESTA+DEL+CULTIVO+DEL+CAMOTE+\(Ipomea+batatas+L.+Lam\)+A+LA+FERTILIZACION+NITROGENADA,+FOSFORADA+Y+POTASICA+EN+EL+VALLE+DEL+RIO+PORTOVIEJO&source=bl&ots=LCtQYLcBQL&sig=ACfU3U36zreeB8-C5XnQ9_WhRz7V7kRLwQ&hl=es&sa=X&ved=2ahUKEwig29OI2OThAhXwx1kKHcrbAfwQ6AEwAXoECACQAQ#v=onepage&q&f=false](https://books.google.co.cr/books?id=MJMzAQAAMAAJ&pg=PP8&lpg=PP8&dq=RESPUESTA+DEL+CULTIVO+DEL+CAMOTE+(Ipomea+batatas+L.+Lam)+A+LA+FERTILIZACION+NITROGENADA,+FOSFORADA+Y+POTASICA+EN+EL+VALLE+DEL+RIO+PORTOVIEJO&source=bl&ots=LCtQYLcBQL&sig=ACfU3U36zreeB8-C5XnQ9_WhRz7V7kRLwQ&hl=es&sa=X&ved=2ahUKEwig29OI2OThAhXwx1kKHcrbAfwQ6AEwAXoECACQAQ#v=onepage&q&f=false)

Villalobos, J; Cárdenas, F; Cordero, J. 2009. Lista de enfermedades de los cultivos agrícolas y forestales de Costa Rica. San José, Costa Rica. (en línea). Consultado el 25 de enero de 2019. Disponible en:
https://www.sfe.go.cr/LabDiagnostico/Lista_de%20enfermedades_de_los_cultivos_de_CR.pdf

8. ANEXOS

Anexo 1. Cronograma de actividades del proyecto de investigación.

Actividad	Nov	Dic	Ene	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul	Agos	Sept	Oct	Nov	Dic
Preparación de terreno	X													
Curado de semilla	X													
Siembra de materiales	X				X									
Control de malezas	X		X		X		X		X		X			
Fertilización foliar		X				X		X	X					
Fertilización al suelo						X		X		X				
Cosecha							X						X	

Anexo 2. Análisis de Varianza con la prueba LSD Fisher para porcentaje de brotación para los tratamientos Cu y Pu durante el periodo de evaluación.

Especificación del modelo en R

```
mlm.modelo.000_Por.Emer_REML<-glms(Por.Emer~1+DDS+Trat+DDS:Trat
,method="REML"
,na.action=na.omit
,data=mlm.modeloR.data00)
```

Resultados para el modelo: mlm.modelo.000_Por.Emer_REML

Variable dependiente: Por Emer

Medidas de ajuste del modelo

n	AIC	BIC	logLik	Sigma	R2	0
32	186,52	197,12	-84,26	6,43	0,98	

AIC y BIC menores implica mejor

Pruebas de hipótesis secuenciales

	numDF	F-value	p-value
(Intercept)	1	1207,94	<0,0001
DDS	3	299,94	<0,0001
Trat	1	62,71	<0,0001
DDS:Trat	3	15,10	<0,0001

Por.Emer - Medias ajustadas y errores estándares para DDS

LSD Fisher (Alfa=0,05)

Procedimiento de corrección de p-valores: No

DDS Medias E.E.

36	91,00	2,27	A
28	47,00	2,27	B
22	20,00	2,27	C
14	0,00	2,27	D

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Por.Emer - Medias ajustadas y errores estándares para Trat

LSD Fisher (Alfa=0,05)

Procedimiento de corrección de p-valores: No

Trat Medias E.E.

Ca 48,50 1,61 A

Pu 30,50 1,61 B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Por.Emer - Medias ajustadas y errores estándares para DDS*Trat

LSD Fisher (Alfa=0,05)

Procedimiento de corrección de p-valores: No

DDS Trat Medias E.E.

36 Ca 94,00 3,21 A

36 Pu 88,00 3,21 A

28 Ca 62,00 3,21 B

22 Ca 38,00 3,21 C

28 Pu 32,00 3,21 C

22 Pu 2,00 3,21 D

14 Ca 0,00 3,21 D

14 Pu 0,00 3,21 D

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Anexo 3. Análisis de Varianza con la prueba LSD Fisher para rendimiento en toneladas para los tratamientos 2G, Cu y Pu durante el periodo de evaluación.

Especificación del modelo en R

```
mlm.modelo.004_PesoTon_REML<-  
gls(PesoTon~1+Tratamiento+Categoria+Tratamiento:Categoria  
,weights=varComb(varIdent(form=~1|Tratamiento))  
,method="REML")  
,na.action=na.omit  
,data=mlm.modeloR.data03)
```

Resultados para el modelo: mlm.modelo.004_PesoTon_REML

Variable dependiente: PesoTon

Medidas de ajuste del modelo

n	AIC	BIC	logLik	Sigma	R2	0
34	172,68	187,31	-74,34	5,11	0,79	

AIC y BIC menores implica mejor

Pruebas de hipótesis secuenciales

	numDF	F-value	p-value
(Intercept)	1	99,30	<0,0001
Tratamiento	2	24,18	<0,0001
Categoria	2	0,41	0,6691
Tratamiento:Categoria	4	11,85	<0,0001

PesoTon - Medias ajustadas y errores estándares para Tratamiento

LSD Fisher (Alfa=0,05)

Procedimiento de corrección de p-valores: No

Tratamiento Medias E.E.

2G	11,87	1,42	A
Ca	9,65	1,47	A
Pu	3,12	0,64	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

PesoTon - Medias ajustadas y errores estándares para Categoría

LSD Fisher (Alfa=0,05)

Procedimiento de corrección de p-valores: No

Categoría Medias E.E.

3,00	9,46	1,20	A
1,00	8,61	1,30	A
2,00	6,56	1,20	A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

PesoTon - Medias ajustadas y errores estándares para Tratamiento*Categoría

LSD Fisher (Alfa=0,05)

Procedimiento de corrección de p-valores: No

Tratamiento Categoría Medias E.E.

2G	3,00	21,32	2,33	A
Ca	1,00	19,19	2,55	A
2G	2,00	11,18	2,33	B
Ca	2,00	5,27	2,55	B C
Ca	3,00	4,47	2,55	B C
Pu	1,00	3,54	1,21	C
Pu	2,00	3,25	1,05	C
2G	1,00	3,10	2,69	C
Pu	3,00	2,58	1,05	C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Anexo 4. Análisis de Varianza con la prueba LSD Fisher para número de ñames en promedio por planta en los tratamientos 2G, Cu y Pu durante el periodo de evaluación.

Especificación del modelo en R

```
mlm.modelo.060_Suma_REML<-  
gls(Suma~1+Tratamiento+Categoría+Tratamiento:Categoría  
,method="REML"  
,na.action=na.omit  
,data=mlm.modeloR.data60)
```

Resultados para el modelo: mlm.modelo.060_Suma_REML

Variable dependiente: Suma

Medidas de ajuste del modelo

n	AIC	BIC	logLik	Sigma	R2	0
34	147,24	159,42	-63,62	2,43	0,81	

AIC y BIC menores implica mejor

Pruebas de hipótesis secuenciales

	numDF	F-value	p-value
(Intercept)	1	187,51	<0,0001
Tratamiento	2	14,93	0,0001
Categoría	2	19,86	<0,0001
Tratamiento:Categoría	4	8,42	0,0002

Pruebas de hipótesis marginales

Source	numDF	denDF	F-value	p-value
Tratamiento	2	25	11,91	0,0002
Categoría	2	25	21,13	<0,0001
Tratamiento:Categoría	4	25	8,42	0,0002

Suma - Medias ajustadas y errores estándares para Tratamiento

LSD Fisher (Alfa=0,05)

Procedimiento de corrección de p-valores: Bonferroni

Tratamiento	Medias	E.E.	
2G	8,19	0,74	A
Ca	5,08	0,70	B
Pu	3,14	0,74	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Suma - Medias ajustadas y errores estándares para Categoría

LSD Fisher (Alfa=0,05)

Procedimiento de corrección de p-valores: Bonferroni

Categoría	Medias	E.E.	
3	9,17	0,70	A
2	4,58	0,70	B
1	2,67	0,78	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Suma - Medias ajustadas y errores estándares para Tratamiento*Categoría

LSD Fisher (Alfa=0,05)

Procedimiento de corrección de p-valores: Bonferroni

Tratamiento	Categoría	Medias	E.E.	
2G	3	16,25	1,21	A
2G	2	7,00	1,21	B
Ca	3	6,25	1,21	B C
Pu	3	5,00	1,21	B C D
Ca	1	5,00	1,21	B C D
Ca	2	4,00	1,21	B C D
Pu	2	2,75	1,21	C D
Pu	1	1,67	1,40	D
2G	1	1,33	1,40	D

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Anexo 5. Segundo análisis fitopatológico provenientes de hojas de los materiales de siembra, Laboratorio de Fitopatología y Biocontroladores, Campus Tecnológico de Costa Rica, Sede San Carlos 2018.



Tipo de Análisis: Análisis fitopatológico
Muestra a analizar: Ñame (*Dioscorea alata*)
Empresa o persona solicitante: Alfredo Vargas

Muestra a analizar: follaje

Síntomas y signos observados en las muestras analizadas:

El follaje analizado presentaba machas de color café, de forma irregular, algunas con formación de halos cloróticos. Además, los peciols y venas presentaban necrosis.

Diagnóstico para las muestras analizadas

En las muestras analizadas, se identificó.

- En peciols y venas; *Gloeosporium sp.* y *Fusarium spp.* (especies diferentes)
- En hojas se determinó la presencia del hongo *Pestalotiopsis sp.*, *Colletotrichum gloeosporoides*, *Colletotrichum truncatum*, *Nigrospora sp.*, *Siridium sp.*, *Cylindrocladium sp* y *Fusarium sp.*

Ing. Agr. Xiomara Mata Granados
Coordinadora del Laboratorio de Fitopatología y Biocontroladores
Teléfono: 2401 3246
E-mail: xmata@itcr.ac.cr / xio.matag@hotmail.com

Anexo 6. Datos climatológicos presentados en la investigación. Campus Tecnológico de Costa Rica, Sede San Carlos. Santa clara, San Carlos. 2017-2018.

Mes	nov-17	dic-17	ene-18	feb-18	mar-18	abr-18	may-18	jun-18	jul-18	ago-18	sep-18	oct-18	nov-18	dic-18
Precipitación (mm)	360,4	302,6	347,8	7,7	31,5	28,3	126,7	558,2	434	445,3	285,3	387,3	224,8	95,8
TempMax (°C)	31,3	30,2	28,9	31,9	32,6	33,2	31,1	28,3	26,9	30,1	30,5	31,1	30,4	30,6
Temp Min (°C)	20,4	20,6	19,8	19,5	19,5	19,3	21,8	20,6	21,6	22,3	22,0	21,9	21,9	20,8
HR Max (%)	98,0	94,0	97,0	93,0	91,0	87,0	94,0	94,0	96,0	96,0	96,0	85,0	84,0	83,0
HR Min (%)	88,0	78,0	84,0	54,0	54,0	56,0	75,0	85,0	89,0	86,0	91,0	76,0	79,0	67,0

Anexo 7. Tabla para el registro de sobrevivencia y brotación de las plantas correspondientes acada uno de los tratamientos. Santa Clara, San Carlos. 2017-2018.

1. Primera Siembra

Fecha:

Eq-R4					1G-R3					Cs-R2					2G-R1					Eq-R3					2G-R4					Cs-R4					1G-R2				
1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5
6	7	8	9	10	6	7	8	9	10	6	7	8	9	10	6	7	8	9	10	6	7	8	9	10	6	7	8	9	10	6	7	8	9	10	6	7	8	9	10
11	12	13	14	15	11	12	13	14	15	11	12	13	14	15	11	12	13	14	15	11	12	13	14	15	11	12	13	14	15	11	12	13	14	15	11	12	13	14	15
16	17	18	19	20	16	17	18	19	20	16	17	18	19	20	16	17	18	19	20	16	17	18	19	20	16	17	18	19	20	16	17	18	19	20	16	17	18	19	20
21	22	23	24	25	21	22	23	24	25	21	22	23	24	25	21	22	23	24	25	21	22	23	24	25	21	22	23	24	25	21	22	23	24	25	21	22	23	24	25

1G-R1					2G-R3					Cs-R3					Eq-R1					2G-R2					1G-R4					Eq-R2					Cs-R1				
1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5
6	7	8	9	10	6	7	8	9	10	6	7	8	9	10	6	7	8	9	10	6	7	8	9	10	6	7	8	9	10	6	7	8	9	10	6	7	8	9	10
11	12	13	14	15	11	12	13	14	15	11	12	13	14	15	11	12	13	14	15	11	12	13	14	15	11	12	13	14	15	11	12	13	14	15	11	12	13	14	15
16	17	18	19	20	16	17	18	19	20	16	17	18	19	20	16	17	18	19	20	16	17	18	19	20	16	17	18	19	20	16	17	18	19	20	16	17	18	19	20
21	22	23	24	25	21	22	23	24	25	21	22	23	24	25	21	22	23	24	25	21	22	23	24	25	21	22	23	24	25	21	22	23	24	25	21	22	23	24	25

2. Segunda siembra

Fecha:

Ca-R4					1G-R3					Pu-R2					2G-R1					Ca-R3					2G-R4					Pu-R4					1G-R2				
1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5
6	7	8	9	10	6	7	8	9	10	6	7	8	9	10	6	7	8	9	10	6	7	8	9	10	6	7	8	9	10	6	7	8	9	10	6	7	8	9	10
11	12	13	14	15	11	12	13	14	15	11	12	13	14	15	11	12	13	14	15	11	12	13	14	15	11	12	13	14	15	11	12	13	14	15	11	12	13	14	15
16	17	18	19	20	16	17	18	19	20	16	17	18	19	20	16	17	18	19	20	16	17	18	19	20	16	17	18	19	20	16	17	18	19	20	16	17	18	19	20
21	22	23	24	25	21	22	23	24	25	21	22	23	24	25	21	22	23	24	25	21	22	23	24	25	21	22	23	24	25	21	22	23	24	25	21	22	23	24	25

1G-R1					2G-R3					Pu-R3					Ca-R1					2G-R2					1G-R4					Ca-R2					Pu-R1				
1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5
6	7	8	9	10	6	7	8	9	10	6	7	8	9	10	6	7	8	9	10	6	7	8	9	10	6	7	8	9	10	6	7	8	9	10	6	7	8	9	10
11	12	13	14	15	11	12	13	14	15	11	12	13	14	15	11	12	13	14	15	11	12	13	14	15	11	12	13	14	15	11	12	13	14	15	11	12	13	14	15
16	17	18	19	20	16	17	18	19	20	16	17	18	19	20	16	17	18	19	20	16	17	18	19	20	16	17	18	19	20	16	17	18	19	20	16	17	18	19	20
21	22	23	24	25	21	22	23	24	25	21	22	23	24	25	21	22	23	24	25	21	22	23	24	25	21	22	23	24	25	21	22	23	24	25	21	22	23	24	25

Anexo 8. Tabla de monitoreos de plagas. Santa Clara, San Carlos. 2017-2018.

Fecha	Tratamiento	Síntoma	Posible Agente Causal

* Alvarado R. 2019. Datos obtenidos de la estación meteorológica del campus 79 Tecnológico de Costa Rica sede regional San Carlos. Datos no publicados

