

ESCUELA POLITÉCNICA NACIONAL

FACULTAD DE INGENIERÍA QUÍMICA Y AGROINDUSTRIA

EVALUACIÓN DE DIFERENTES DOSIS DE FOSFIREND PARA LA PRODUCCIÓN DE PLÁNTULAS DE TOMATE (*Lycopersicon esculentum*) EN DIFERENTES SUSTRATOS

**PROYECTO PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE INGENIERA
AGROINDUSTRIAL**

YADIRA ESTEFANÍA SALGUERO SALAS

yadirasalguero16@hotmail.com

DIRECTOR: ING. BOLÍVAR ALFREDO MANTILLA PAREDES

bolivar.mantilla@yahoo.com

CO-DIRECTORA: ING. MARY FERNANDA CASA VILLEGAS

mary.casa@epn.edu.ec

Quito, Julio 2014

© Escuela Politécnica Nacional (2014)
Reservados todos los derechos de reproducción

DECLARACIÓN

Yo, YADIRA ESTEFANÍA SALGUERO SALAS, declaro que el trabajo aquí descrito es de mi autoría; que no ha sido previamente presentado para ningún grado o calificación profesional; y, que he consultado las referencias bibliográficas que se incluyen en este documento.

La Escuela Politécnica Nacional puede hacer uso de los derechos correspondientes a este trabajo, según lo establecido por la Ley de Propiedad Intelectual, por su Reglamento y por la normativa institucional vigente.

Yadira Estefanía Salguero Salas

CERTIFICACIÓN

Certifico que el presente trabajo fue desarrollado por la Srta. Yadira Estefanía Salguero Salas, bajo mi supervisión.

Ing. Bolívar Mantilla Paredes
DIRECTOR DE PROYECTO

Ing. Mary Casa Villegas
CODIRECTOR DE PROYECTO

DEDICATORIA

A quien estuvo siempre a mi lado sin dejarme desmayar, por haber bendecido cada instante de mi vida y por permitirme superar todas las barrera presentadas para lograr esta meta, Dios.

AGRADECIMIENTOS

A mis padres, mi hermano y mi enamorado Diego Cadena por brindarme su apoyo incondicional y darme ánimo para salir adelante.

A mi director y co-directora por permitirme desarrollar este proyecto, por sus valiosos consejos y sus recomendaciones.

A las ingenieras Alicia Guevara y Neyda Espín por prestarme su atención y ayuda cuando lo necesitaba.

Al personal del DECAB y DEMEX de la EPN, así como a los integrantes de los Laboratorios de Fertilizantes, Suelos, Foliare y Aguas de AGROCALIDAD.

A los ingenieros Ernesto Almeida y Edwin Cervantes, al Sr. Luis Humberto Yamberla y a toda esa gente linda que conocí en el transcurso del desarrollo de este proyecto cuya calidad humana marcó mi corazón.

A don Carlitos que me ayudó en lo que pudo a lo largo de mi carrera estudiantil.

A mis amigos Duardito, Franz, Paúl y Gaby Guerrero cuyas palabras me hicieron reír y me motivaron a continuar. A ti Gaby Hidrobo que en su momento fuiste mi cómplice y amiga, por escucharme y aconsejarme.

Y a un amigo muy especial que aún estando lejos supo darme fuerzas y valor para seguir adelante.

Gracias a todos por estar siempre conmigo.

ÍNDICE DE CONTENIDOS

	PÁGINA
RESUMEN	xv
INTRODUCCIÓN	xvii
1. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	1
1.1. Generalidades del cultivo de tomate	1
1.1.1. Origen y taxonomía	1
1.1.2. Cultivar Nemo Netta	2
1.1.3. Producción nacional de tomate	3
1.2. El proceso de germinación y desarrollo de la plántula	6
1.2.1. Fase I de la germinación: imbibición	8
1.2.2. Fase II de la germinación: activación metabólica	9
1.2.3. Fase III de la germinación: emergencia de la radícula	9
1.2.4. El desarrollo de la plántula	10
1.2.5. Nutrición vegetal	12
1.2.6. Resistencia a plagas y enfermedades	17
1.3. Factores que afectan a la germinación y desarrollo de la plántula	23
1.3.1. Factores endógenos	23
1.3.1.1. Madurez	23
1.3.1.2. Viabilidad	24
1.3.1.3. Vigor	24
1.3.1.4. Dormancia	24
1.3.2. Factores exógenos	26
1.3.2.1. Disponibilidad de agua	26
1.3.2.2. Temperatura	27
1.3.2.3. Humedad relativa (HR)	28
1.3.2.4. Gases: O ₂ y CO ₂	28
1.3.2.5. Luz / oscuridad	28
1.3.2.6. Sustrato	29
1.4. Uso de turba y estiércol bovino como sustrato	34
2. PARTE EXPERIMENTAL	37
2.1. Objetivos	37
2.1.1. Objetivo general	37
2.1.2. Objetivos específicos	37
2.2. Materiales	37
2.2.1. Agroquímicos	38
2.2.2. Equipos	38

2.3.	Germinación de semillas y crecimiento de las plántulas	39
2.3.1.	Diseño experimental	39
2.3.2.	Ubicación geográfica del área experimental	41
2.3.3.	Determinación de propiedades físico-químicas de los sustratos	41
2.3.3.1.	Preparación de las muestras	42
2.3.3.2.	Densidad aparente	42
2.3.3.3.	Densidad real	42
2.3.3.4.	Porosidad	44
2.3.3.5.	Granulometría	44
2.3.4.	Siembra y germinación de las semillas	45
2.3.5.	Inicio del proceso fotosintético y suministro de Fosfirend	46
2.4.	Evaluación de la capacidad germinativa y del crecimiento de las plántulas	48
2.4.1.	Evaluación de la capacidad germinativa	48
2.4.1.1.	Porcentaje de germinación	48
2.4.1.2.	Tasa de germinación	48
2.4.2.	Evaluación del crecimiento de las plántulas	49
2.4.2.1.	Altura de la plántula	50
2.4.2.2.	Diámetro del tallo de la plántula	50
2.4.2.3.	Índice de robustez	50
2.4.2.4.	Número de hojas verdaderas	50
2.4.2.5.	Biomasa fresca y seca	51
2.5.	Diseño de las instalaciones	51
2.6.	Costos de producción	51
3.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	53
3.1.	Germinación de semillas y crecimiento de las plántulas	53
3.1.1.	Propiedades físico-químicas de los sustratos	53
3.1.2.	Análisis físico-químico del agua	57
3.1.3.	Composición química del fosfirend	59
3.2.	Evaluación de la capacidad germinativa y del crecimiento de las plántulas	60
3.2.1.	Evaluación de la capacidad germinativa	60
3.2.1.1.	Porcentaje de germinación	60
3.2.1.2.	Tasa de germinación	63
3.2.2.	Evaluación del crecimiento de las plántulas	67
3.2.2.1.	Altura de la plántula	67
3.2.2.2.	Diámetro del tallo de la plántula	74
3.2.2.3.	Índice de robustez	77
3.2.2.4.	Número de hojas verdaderas	79
3.2.2.5.	Biomasa fresca y biomasa seca	82
3.2.2.6.	Calidad de adobe	93
3.2.2.7.	Presencia de enfermedades	96
3.2.2.8.	Selección del mejor tratamiento	98

3.3.	Diseño de las instalaciones	98
3.4.	Costos de producción	102
3.4.1.	Materia prima	102
3.4.2.	Mano de obra directa	103
3.4.3.	Carga fabril	103
3.4.3.1.	Mano de obra indirecta	103
3.4.3.2.	Insumos	104
3.4.3.3.	Suministros	104
3.4.3.4.	Depreciación	104
3.4.3.5.	Reparación y mantenimiento	105
3.4.3.6.	Seguros	106
3.4.3.7.	Imprevistos	106
4.	CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	110
4.1.	Conclusiones	110
4.2.	Recomendaciones	111
	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	113
	ANEXOS	134

ÍNDICE DE TABLAS

		PÁGINA
Tabla 1.1.	Clasificación taxonómica del tomate	2
Tabla 1.2.	Cantidad de semilla de tomate (<i>Lycopersicum</i> spp.) importada	4
Tabla 1.3.	Superficie, producción y rendimiento del cultivo de tomate (fruta fresca)	5
Tabla 1.4.	Superficie, producción y rendimiento del cultivo de tomate (fruta fresca) por provincias para el año 2012	5
Tabla 1.5.	Superficie, producción y rendimiento del cultivo de tomate (fruta fresca) por provincias para el año 2012	6
Tabla 1.6.	Principales plagas que afectan a las plántulas en el semillero	18
Tabla 1.7.	Principales enfermedades que afectan a las plántulas en el semillero	19
Tabla 2.1.	Nomenclatura utilizada para los diferentes tratamientos	40
Tabla 2.2.	Número de mesh del sistema ASTM y luz de malla (cuadrada)	44
Tabla 2.3.	Clasificación granulométrica de la fibra	45
Tabla 3.1.	Propiedades físicas de los sustratos	53
Tabla 3.2.	Granulometría de los sustratos	53
Tabla 3.3.	Propiedades químicas de los sustratos	56
Tabla 3.4.	Parámetros para evaluar la calidad del agua de irrigación	58
Tabla 3.5.	Parámetros para evaluar la calidad del agua en cuanto al sistema de riego	59
Tabla 3.6.	Composición química del Fosfirend	59
Tabla 3.7.	Porcentaje de germinación acumulado a los 5,6,7 y 8 DDS	61
Tabla 3.8.	Tiempo medio de germinación (tm) y tasa de germinación (tg) para cada uno de los tratamientos	63
Tabla 3.9.	Altura de la plántula a los 10 y 30 DDS	68
Tabla 3.10.	Alturas alcanzadas para plántulas de tomate en diferentes estudios	74

Tabla 3.11.	Diámetro del tallo de la plántula en la base a los 10 y 30 DDS	75
Tabla 3.12.	Diámetros obtenidos en plántulas de tomate en diferentes estudios	77
Tabla 3.13.	Índice de robustez de las plántulas a los 30 DDS	78
Tabla 3.14.	Índices de robustez obtenidos en plántulas de tomate en diferentes investigaciones	79
Tabla 3.15.	Número de hojas verdaderas a los 10 y 30 DDS	80
Tabla 3.16.	Biomasa fresca total y de la raíz a los 10 y 30 DDS	83
Tabla 3.17.	Biomasa seca total y de la raíz a los 10 y 30 DDS	84
Tabla 3.18.	Valores de biomasa fresca total reportados en un estudio con sustratos orgánicos a los 42 DDS	88
Tabla 3.19.	Valores de biomasa seca de la raíz reportados en estudios similares a los 29 y 40 DDS	89
Tabla 3.20.	Valores de biomasa seca total reportados en otras investigaciones	89
Tabla 3.21.	Biomasa fresca de la raíz y total a los 30 DDS	90
Tabla 3.22.	Biomasa seca de la raíz a los 30 DDS	91
Tabla 3.23.	Costos de materia prima	102
Tabla 3.24.	Costos por mano de obra directa	103
Tabla 3.25.	Costos por mano de obra indirecta	103
Tabla 3.26.	Costos por concepto de insumos	104
Tabla 3.27.	Costos por concepto de suministros	104
Tabla 3.28.	Costos de maquinaria y equipos	105
Tabla 3.29.	Costos por concepto de depreciación	105
Tabla 3.30.	Costos por reparación y mantenimiento	106
Tabla 3.31.	Costos por concepto de seguros	106
Tabla 3.32.	Imprevistos de la carga fabril	106
Tabla 3.33.	Costos de producción de plántulas de tomate cv. Nemo Netta	107

Tabla 3.34.	Gastos de Administración	108
Tabla 3.35.	Gastos de financiamiento	108
Tabla 3.36.	Costo unitario de producción y de venta para plántulas de tomate cv. Nemo Netta	109

ÍNDICE DE FIGURAS

		PÁGINA
Figura 1.1.	Curva de contenido de agua y las actividades metabólicas asociadas con las diferentes fases de la germinación y pos-germinación	7
Figura 1.2.	Posibles sistemas de transporte presentes en las membranas	14
Figura 1.3.	Tipos de defensa explorados por las plantas para contrarrestar el ataque de potenciales fitopatógenos	20
Figura 1.4.	Germinación vivípara en el fruto sobre maduro de tomate	25
Figura 1.5.	Influencia del pH en la disponibilidad de nutrientes de suelos orgánicos	30
Figura 2.1.	Proceso para la producción de plántulas de tomate	52
Figura 3.1.	Porcentaje de germinación acumulado a los 5, 6, 7 y 8 DDS	62
Figura 3.2.	Curvas de germinación para los diferentes sustratos	62
Figura 3.3.	Tiempo medio de germinación de las semillas sembradas en cada sustrato	64
Figura 3.4.	Tasa de germinación de las semillas sembradas en cada sustrato	64
Figura 3.5.	Número de semillas germinadas en cada sustrato hasta el 8 DDS	65
Figura 3.6.	Altura de las plántulas a los 10 y 30 DDS	69
Figura 3.7.	Raíces de los diferentes tratamientos a los 30 DDS	70
Figura 3.8.	Altura de las plántulas desarrolladas en los diferentes sustratos a los 30 DDS	73
Figura 3.9.	Diámetro del tallo de las plántulas a los 10 y 30 DDS	76
Figura 3.10.	Índice de robustez de las plántulas de tomate a los 30 DDS	79
Figura 3.11.	Hojas cotiledonales de las plántulas de tomate	81
Figura 3.12.	Follaje de las plántulas de tomate desarrolladas en diferentes sustratos a los 30 DDS	81
Figura 3.13.	Biomasa fresca de la raíz a los 10 y 30 DDS	85

Figura 3.14.	Biomasa fresca total a los 10 y 30 DDS	85
Figura 3.15.	Biomasa seca de la raíz a los 10 y 30 DDS	86
Figura 3.16.	Biomasa seca total a los 10 y 30 DDS	86
Figura 3.17.	Peso de la raíz de las plántulas desarrolladas con diferentes dosis de Fosfirend	92
Figura 3.18.	Peso total de las plántulas desarrolladas con diferentes dosis de Fosfirend	92
Figura 3.19.	Peso seco de la raíz de las plántulas desarrolladas con diferentes dosis de Fosfirend	93
Figura 3.20.	Plántulas extraídas de las bandejas de cada sustrato (T, TE y E)	94
Figura 3.21.	Calidad de adobe de los diferentes tratamientos	95
Figura 3.22.	Planificación de la producción de forma diaria	100
Figura 3.23.	Organigrama de la empresa	101

ÍNDICE DE ANEXOS

	PÁGINA
ANEXO I Ficha técnica del sustrato comercial BM2	135
ANEXO II Características químicas de los sustratos	136
ANEXO III Sustratos empleados	140
ANEXO IV Figuras de apoyo para el procedimiento	142
ANEXO V Codificación BBCH de los estadios fenológicos de desarrollo de las solanáceas	143
ANEXO VI Registro de temperatura y humedad relativa	145
ANEXO VII Criterios de selección de las plántulas para la evaluación del crecimiento y desarrollo	149
ANEXO VIII Evaluación del crecimiento y desarrollo de los plantines	151
ANEXO IX Calidad del agua de riego	153
ANEXO X Concentraciones de fosfito y quitosano aplicadas a las plántulas	155
ANEXO XI Tablas de datos y resultados del ANOVA y prueba LSD de las diferentes variables de respuesta	158
ANEXO XII Síntomas causados por la deficiencia de nutrientes	180
ANEXO XIII Cantidad de materia prima e insumos necesarios	181
ANEXO XIV Capacidad de los equipos	185

ANEXO XV	
Ejemplo de dimensionamiento de las áreas de producción	188
ANEXO XVI	
Planos de las instalaciones agrícolas necesarias para producción de plántulas de tomate	190
ANEXO XVII	
Costos por consumo de agua y energía eléctrica	193
ANEXO XVIII	
Desglose de los componentes correspondientes a los gastos de administración	206

GLOSARIO

Apoplasto: sistema discontinuo conformado por las paredes celulares, los espacios intercelulares y el tejido de la estela, principalmente los vasos del xilema. La Banda de Caspary lo separa en dos regiones: la corteza y los tejidos externos a la endodermis; y el tejido de la estela, incluyendo los contenidos de los vasos conductores no vivos dentro de la endodermis (Lira, 2007, p. 63).

Banda de Caspary: "capa de células suberizada de la endodermis que bloquea la entrada de agua e iones al cilindro vascular vía apoplasto" (Taiz y Zeiger, 2006, p. 195).

Capacidad de contenedor: agua que queda retenida en un sustrato colocado en un contenedor, como resultado de haberlo saturado y dejarlo drenar de forma libre (Moreno, 2008, p. 404).

Cera epicuticular: "cera de naturaleza hidrofóbica constituida por largas cadenas de alcanos, alcoholes, aldehídos, ácidos grasos, cetonas y ésteres, que se encuentran de forma paralela a la superficie de la planta" (Murillo, Piedra y León, 2013, p. 236)

Cotiledón: hoja embrionaria localizada en la semilla que a través de sus reservas contribuye al desarrollo inicial de la plántula (Blancard, 2012, p. 665).

Crecimiento: incremento en longitud, volumen, área o materia seca como resultado de la elongación, división y diferenciación celular (Lambers, Stuart y Pons, 2008, p. 321)

Cultivar: término aceptado a nivel internacional para referirse a una variedad de plantas cultivadas, que se puede distinguir de otras variedades de su especie por sus características, además de perpetuar estos rasgos cuando se reproduce bajo condiciones determinadas (FAO, 2012).

Cutícula: biopolímero sintetizado por las células epidérmicas que cubre las superficies aéreas principales de las plantas vasculares. Su componente más externo es la cera epicuticular la cual está incrustada en una matriz de cutina. La cutina se continua con cantidades variables de fibrillas de polisacáridos y laminillas de pectina que se extienden desde las paredes celulares de la epidermis lo que permite unir a la cutícula con su tejido subyacente. Debido a esta estructura la parte más externa de la cutícula es hidrofóbica volviéndose gradualmente hidrofílica hasta su superficie interna (Marschner, 2012, p. 74).

Cutina: componente principal de la cutícula cuya proporción se encuentra entre 40 al 80 % en peso. Es un polímero constituido principalmente glicerol y ácidos grasos de cadena media (16 a 18 carbonos) que se encuentran formando enlaces tipo éster (Tafolla, González, Tiznado, Zacarías y Báez, 2013, p. 4).

Fitoalexinas: "metabolitos secundarios de bajo peso molecular con propiedades antimicrobianas que se producen y acumulan en plantas expuestas a microorganismos. Se acumulan en grandes cantidades en el sitio de ataque como en los tejidos adyacentes a las células que reaccionan con RH (Ordeñana, 2002, p. 28)"

Híbrido: descendencia de dos progenitores genéticamente distintos (FAO, 2012).

Plasmodesmos: "extensiones tubulares de la membrana plasmática, de 40 a 50 nm de diámetro, que atraviesan las paredes celulares para conectar los citoplasmas de células adyacentes" (Taiz y Zeiger, 2006, p. 39).

Proteínas relacionadas con la patogénesis o proteínas PR: "proteínas que se acumulan en el tejido vegetal infectado durante o después de la infección con patógenos" (Riveros, 2010, pp. 53, 54). Estas proteínas se acumulan tanto de forma intercelular como intracelular en las vacuolas (Lambers et al., 2008, p. 484). Algunos ejemplos son las PR-2 (β -1,3-glucanasas) y PR-3 (quitinasas) (Ordeñana, 2002, p. 29).

Radícula: "parte del embrión que da lugar a la raíz primaria" (FAO, 2012).

Reacción hipersensible: alteración del metabolismo que se manifiesta con la aparición de lesiones locales necróticas en el sitio de infección. Las lesiones son el resultado de la muerte celular programada. También está asociada a la expresión simultánea de otros mecanismos de defensa, que incluye la acumulación de fitoalexinas, aumento de la producción de especies de oxígeno reactivas (O_2^- , H_2O_2), deposición de lignina, suberina y la producción y acumulación de proteínas PR (Ordeñana, 2002, p. 27; Lambers et al., 2008, p. 482).

Simplasto: sistema continuo formado por los citoplasmas de las células vegetales, los cuales están conectados entre sí por plasmodesmos. "El transporte intercelular de solutos a través de los plasmodesmos es conocido como transporte simplástico" (Taiz y Zeiger, 2006, pp. 194, 39).

Sustrato: material sólido, diferente al suelo, que permite la sujeción del sistema radicular para dar soporte a la planta (Abad, 2001, p. 135).

Unidad simpodial: en plantas simpodiales luego de que el meristemo vegetativo se convierte en meristemo de inflorescencia, un meristemo axilar encontrado bajo la inflorescencia (meristemo simpodial) se activa precozmente y reactiva el crecimiento vegetativo de la planta. Esto se repite de forma cíclica por lo que la planta aparenta tener un solo eje principal construido con módulos repetitivos. Cada módulo es una unidad simpodial (Szymkowiak e Irish, 2006, p. 646).

Variedad: categoría de una planta que toma en cuenta como base la homogeneidad fenotípica y a menudo genotípica (FAO, 2012).

NOMENCLATURA

ABA	Ácido absícico
ADN	Ácido desoxirribonucleico
AG	Ácido giberélico
AIA	Ácido indol-acético
AIB	Ácido indol-butírico
ANOVA	Análisis de varianza (analysis of variance)
COV	Compuestos orgánicos volátiles
cv.	Cultivar
DDP	Días después de la polinización
DDS	Días después de la siembra
LSD	Mínima diferencia significativa de Fisher (least significant difference)
MAMS	Máxima acumulación de materia seca
RH	Reacción hipersensible

RESUMEN

Se evaluó el efecto que tienen el empleo de 3 sustratos y la aplicación de 4 dosis de Fosfirend, un producto comercial que induce la resistencia sistémica adquirida en plantas, sobre la capacidad germinativa de semillas y el desarrollo de plántulas de tomate (*Lycopersicon esculentum*) cv. Nemo Netta.

La siembra se efectuó, de forma manual, en bandejas de germinación de 200 cavidades. Los sustratos empleados fueron estiércol bovino seco (E), turba comercial (T) y una mezcla 1:1 (v/v) de turba y estiércol (TE).

El proceso germinativo tuvo lugar en un cuarto de germinación a 25 °C de temperatura y 65 ± 15 % de humedad relativa. El desarrollo de las plántulas se realizó bajo invernadero.

El Fosfirend, en dosis de 0,0 mL/L, 1,5 mL/L, 2,0 mL/L y 2,5 mL/L, se aplicó por atomización manual 3 días por semana, siguiendo un diseño factorial 4 x 3. Para las variables de respuesta se realizó un ANOVA y una discriminación entre medias con el procedimiento LSD.

Todas las variables de respuesta presentaron una diferencia estadísticamente significativa con respecto al sustrato empleado. El mayor porcentaje y tasa de germinación se observó en T (97 % y $0,187 \text{ d}^{-1}$), seguido por TE (93 % y $0,174 \text{ d}^{-1}$) y luego en E (90 % y $0,163 \text{ d}^{-1}$).

El mejor desarrollo de las plántulas se evidenció en el sustrato T, donde se alcanzaron 8,305 cm de altura, 2,775 mm de diámetro y 0,1543 g de biomasa seca total a los 30 DDS. En TE se llegó a 7,467 cm de altura, 2,714 mm de diámetro y 0,1301 g de biomasa seca. En E se alcanzaron 6,284 cm de altura, 2,699 mm de diámetro y 0,0940 g de biomasa seca. La dosis de Fosfirend aplicada solo tuvo un efecto significativo en la acumulación de biomasa; el valor más alto se obtuvo con 1,5 mL/L. Los plantines generados no presentaron enfermedades en ninguno de los tratamientos utilizados.

Finalmente, se realizó el diseño de las instalaciones agrícolas requeridas para la producción de plántulas con el tratamiento T-1,5. El área necesaria para la construcción de la plantinera es de 3 400 m² y la inversión estimada de 777 200 USD. El costo unitario de producción resultante fue de 9,1 ctv/plántula; pero, si se utilizara TE en lugar de T, los costos disminuirían en un 3,3 % (8,8 ctvs/plántula) y si se empleara E, se reducirían en un 6,6 % (8,5 ctvs/plántula).

INTRODUCCIÓN

El tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) es la segunda hortaliza de mayor consumo a nivel mundial, luego de la papa. Su demanda, ya sea para el consumo en fresco o para la transformación industrial, está en continuo incremento debido al crecimiento poblacional y a los cambios alimentarios que orientan al consumo de este tipo de hortalizas (Blancard, 2012, p. 21).

Su siembra se puede realizar de forma directa o en semilleros, pero hoy en día es impráctico realizar siembra directa por el alto costo de la semilla, fragilidad de los embriones y dificultades en la emergencia; por ello es necesario la producción de plántulas para su posterior trasplante (Vallejo y Estrada, 2004, p. 65).

El éxito del cultivo de tomate está influenciado por varios factores, uno de los principales es el tipo de sustrato utilizado, debido a que es el medio de desarrollo radicular (Ortega, Sánchez, Ocampo, Sandoval, Salcido y Manzo, 2010, p. 339).

El uso de turba como sustrato se ha generalizado; sin embargo, por el incremento de los costos, principalmente a causa de la disminución de la disponibilidad y al transporte, se ha tratado de sustituirla con materiales de origen local (Heiskanen, 2013, p.102).

El deseo de reemplazar la turba se debe también a que la explotación de las turberas causa la alteración de ecosistemas. Las turberas atenúan el cambio climático al retener el exceso de agua en épocas lluviosas y al crear reservorios de agua para las épocas secas. Adicionalmente, al extraer la turba, que se forma en un ambiente anaeróbico, se libera de forma masiva dióxido de carbono a la atmósfera, lo cual es fuente de contaminación (Zegers, Larraín, Díaz y Armesto, 2006, pp. 32 - 35).

Por otra parte, el uso indiscriminado de plaguicidas también constituye una fuente de contaminación, por lo cual se han explorado alternativas eficientes y seguras para el medio ambiente. Un método que atrae mucho la atención es

desencadenar reacciones relacionadas con la defensa de las plantas para aumentar la velocidad de respuesta a ataques subsiguientes de organismos fitopatógenos (Benhamou, 2006, p. 49). Entre los productos que pueden estimular la producción y acumulación de sustancias relacionadas con los mecanismos de defensa de las plantas están el quitosano y el fosfito de potasio (Rodríguez, Ramírez, Rivero, Bosquez, Barrera y Bautista, 2009, p. 308; Mogollón y Castaño, 2011, p. 467).

Por los motivos antes mencionados, en esta investigación se presenta la posibilidad de usar estiércol bovino seco como sustrato y una fuente comercial de fosfito de potasio y quitosano (Fosfirend) para la producción de plántulas de tomate bajo invernadero.

1. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

1.1. GENERALIDADES DEL CULTIVO DE TOMATE

1.1.1. ORIGEN Y TAXONOMÍA

El tomate silvestre se originó en la parte sur del continente americano, en Ecuador, Perú y Chile. Su capacidad evolutiva y de adaptación le permitió desarrollarse en diversos hábitats de los países mencionados (Tucker, Walley y Seymour, 2007, p. 163; Labate et al., 2007, p.2).

Su difusión en el mundo empezó con los aztecas, que cultivaron un tomate pequeño de color amarillo en México. Posiblemente fue llevado por los conquistadores españoles a Europa, donde el botánico Italiano Pietro Andrea Matthiolus lo describió como manzana de oro (pomi d'oro), en 1554. Al no tener aceptación como alimento, debido a que se creía que era tóxico, su empleo fue de tipo ornamental. Para 1578 llegó a Inglaterra, desde ahí pasó a América del Norte a mediados de la década de 1700 y a finales de la misma se empezó a consumir como alimento. Las variedades cuyos frutos son de color naranja y color rojo se produjeron por hibridación de las variedades con fruto color amarillo. Para mediados de la década de 1800, las variedades con fruto rojo se cultivaron en América del Norte y en el Mediterráneo. Los cultivares seleccionados, con mayor contenido de azúcar, tuvieron gran aceptación y pronto el tomate se convirtió en un cultivo de importancia económica. En 1863 se comercializó por primera vez el cultivar Trophy, de fruto rojo grande y piel lisa, en un catálogo de semillas; de allí se vio la oportunidad para crear nuevas variedades con rasgos más atractivos para el mercado en desarrollo (Tucker et al., 2007, p. 163).

La clasificación taxonómica del tomate se detalla en la Tabla 1.1.

Tabla 1.1. Clasificación taxonómica del tomate

Reino	Plantae
Subreino	Traqueobionta
Super división	Spermatophyta
División	Magnoliophytina (Angiospermae)
Clase	Magnoliopsida (Dicotyledoneae)
Subclase	Asteridae
Orden	Solanales
Familia	Solanaceae
Subfamilia	Solanoidae
Tribu	Solaneae
Genero	<i>Lycopersicon</i>
Especie	<i>Lycopersicon esculentum</i>

(USDA, NRCS, 2013)

1.1.2. CULTIVAR NEMO NETTA

El cultivar Nemo Netta es un híbrido mejorado genéticamente perteneciente a la compañía Israelí Nirit Seeds Ltda.

Este híbrido presenta mediana resistencia a nemátodos, tolerancia al virus del mosaico del tabaco y resistencia a *Verticillium* y *Fusarium* razas 1 y 2. El fruto del cultivar Nemo Netta pesa entre 160 y 200 g, tiene una forma redonda medianamente achatada, es de color rojo con hombros verde claro, tiene buena consistencia y larga vida poscosecha (Nirit Seeds, 2009).

El incremento del tiempo de vida en estante del fruto de este cultivar es otorgado por el gen RIN (ripening inhibitor), que retarda los fenómenos de maduración del tomate tales como el ablandamiento y la síntesis de carotenoides, además de regular los procesos de respiración y de liberación de etileno (Zhu et al., 2007, p. 1425).

El híbrido tiene un hábito de crecimiento indeterminado; es decir que bajo condiciones adecuadas, tiene una producción continua de un número ilimitado de unidades simpodiales (Wang, Wang, Zhao, Khan, Zheng y Zhu, 2009, pp. 432), sus fases vegetativa y reproductiva son simultáneas (Gallardo, Thompson, Valdez y Fernández, 2006, p. 242), tiene alto rendimiento y requiere de tutorio (Bhatia, Ashwath, Senaratna y Midmore, 2004, p. 2).

La densidad de siembra de este cultivar es de 20 000 a 22 000 plantas/ha, manejada cada planta en un solo eje; mientras que si se manejan dos ejes, la densidad baja a la mitad. Para Nemo Netta se recomiendan los siguientes marcos de plantación:

- En hileras simples, una distancia de 1,25 m entre hileras y una separación de 0,35 a 0,40 m entre plantas.
- En hileras dobles, una distancia de 0,50 m entre hileras y una separación de 1,80 a 2,00 m entre los centros de las hileras (Semidor, 2011).

Bajo un sistema de producción en un solo eje, con plántulas trasplantadas a dos hileras, riego por goteo y en invernadero, Nemo Netta tiene un ciclo de cultivo que dura entre 6 y 7 meses (Productora de Semillas, 2009).

1.1.3. PRODUCCIÓN NACIONAL DE TOMATE

El cultivo de tomate en Ecuador se realiza a partir de semilla de laboratorios internacionales. La cantidad de semilla importada a partir del año 2005 se encuentra en la Tabla 1.2.

Según el BCE (2013) los países que han exportado semilla de tomate hacia el país son Israel, Francia, Holanda (Países Bajos), Estados Unidos, Brasil, Italia, Colombia, Chile, China, Tailandia, Reino Unido y Japón.

Tabla 1.2. Cantidad de semilla de tomate (*Lycopersicum* spp.) importada

Año	Cantidad (t)	Año	Cantidad (t)
2005	1,26	2009	1,40
2006	0,96	2010	1,71
2007	2,36	2011	0,64
2008	2,15	2012	1,43

(BCE, 2013)

Los datos que se presentan en la Tabla 1.3 muestran que la superficie de siembra de tomate (*Lycopersicum esculentum*) ha tenido una importante disminución a partir del año 2005 y una notable recuperación en el año 2012.

Esta disminución de la superficie sembrada se debió principalmente a la fluctuación de precios que enfrentaba el agricultor. Varias veces, el precio de venta por caja de tomate no alcanzaba a cubrir los costos de producción por la presencia de producto peruano y colombiano (BCE, 2005a, p. 23) y por la gran cantidad de tomate producido en el litoral ecuatoriano, especialmente en Santa Elena, que logró una sobre oferta de tomate en el mercado, resultando en una caída del precio (BCE, 2005b, p. 24).

Otra explicación para la disminución de la superficie sembrada es que los productores que realizaban el cultivo a campo abierto cambiaron su sistema productivo para realizarlo bajo invernadero, en el que se obtiene un mayor rendimiento por superficie (BCE, 2006, p. 25).

Por otra parte, los incrementos en la superficie de siembra del cultivo de tomate, que se observan en los años 2010 y 2012, obedecen al aumento en los precios de la caja de tomate por una menor oferta, ya sea por las condiciones climáticas desfavorables o por una disminución de la siembra a campo abierto a causa de los bajos precios del tomate de este sistema productivo (BCE, 2010, p. 40; BCE, 2012, p. 48).

Actualmente, la producción se ha visto estimulada dado que a nivel nacional el precio promedio del año 2012 (8 USD la caja de 16 kg) ha permitido a los

productores obtener una utilidad razonable, además el BNF empezó a conceder créditos para la construcción de invernaderos. Sin embargo, aún existe la preocupación por la desorganización de los productores que lleva a generar excesos de producción, lo que presiona los precios a la baja (BCE, 2012, pp. 47, 48, 51).

Tabla 1.3. Superficie, producción y rendimiento del cultivo de tomate (fruta fresca)

Año	Sup. sembrada (ha)	Sup. cosechada (ha)	Producción (t)
2005	3 442	3 309	72 160
2006	3 431	3 092	61 929
2007	2 971	2 652	70 094
2008	2 610	2 569	50 551
2009	2 318	2 259	46 536
2010	2 837	2 682	53 518
2011	1 688	1 603	36 221
2012	3 115	3 077	62 956

(INEC, 2013)

La Tabla 1.4 muestra que la región con mayor producción de tomate en el Ecuador es la Interandina y su superficie de siembra representa el 78 %, mientras que el Litoral compone el 21 % de la superficie sembrada y la Amazonía apenas el 1 %.

Tabla 1.4. Superficie, producción y rendimiento del cultivo de tomate (fruta fresca) por provincias para el año 2012

Región	Sup. sembrada (ha)	Sup. cosechada (ha)	Producción (t)
Costa	647	640	18 327
Sierra	2 444	2 412	44 467
Oriental	25	25	162

(INEC, 2013)

Por otro lado, los datos presentados en la Tabla 1.5 indican que las provincias con mayor superficie sembrada son Carchi con el 29 %, Santa Elena con el 20 %,

Imbabura con el 17 %, Chimborazo con el 13 %, Pichincha con el 12 % y Cotopaxi con el 9 %.

Tabla 1.5. Superficie, producción y rendimiento del cultivo de tomate (fruta fresca) por provincias para el año 2012*

Provincia	Sup. sembrada (ha)	Sup. cosechada (ha)	Producción (t)
Azuay	10	9	981
Bolívar	18	18	744
Carchi	801	779	17 497
Cotopaxi	242	242	8 586
Chimborazo	350	350	9 350
Imbabura	489	489	4 352
Loja	116	108	952
Pichincha	346	346	852
Tungurahua	34	33	1 138
Sto Domingo de los Tsáchilas	36	36	15
Guayas	63	59	1 596
Manabí	12	12	38
Santa Elena	572	569	16 694
Morona Santiago	DO**	DO**	9
Zamora	1	1	1
Sucumbíos	23	23	152

* Las cifras presentadas en la tabla son datos parciales y algunos no se muestran por razones de confiabilidad y confidencialidad estadística por parte del INEC

** DO: dato oculto

(INEC, 2013)

1.2. EL PROCESO DE GERMINACIÓN Y DESARROLLO DE LA PLÁNTULA

Para que se produzca la germinación, el metabolismo anabólico de la semilla que hace posible la síntesis y acumulación de reservas durante el proceso de maduración, debe cambiar a un estado catabólico que permita utilizar dichas reservas como fuente de energía. Esto se consigue en la etapa final de la maduración de las semillas, que es la deshidratación. Luego de la deshidratación, las semillas entran en un estado metabólico de reposo conocido como quiescencia (Herrera, Alizaga, Guevara y Jiménez, 2006, p. 15).

La germinación puede definirse entonces, como un proceso fisiológico de reactivación del metabolismo de la semilla, desencadenado por la absorción de agua, en el cual bajo condiciones favorables, se produce el crecimiento del embrión por la elongación del eje embrionario, hasta culminar con la emergencia de la radícula (Zienkiewicz, Jiménez, Zienkiewicz, Alché y Rodríguez, 2011, p. 752).

La Figura 1.1 muestra las tres fases en las que se puede dividir al proceso germinativo. La fase I se caracteriza por una rápida absorción de agua, lo cual da paso a la fase II, donde tienen lugar las actividades metabólicas necesarias para la fase III, en la cual inicia el crecimiento del axis embrionario que conduce a la emergencia de la radícula (Dogra, Singh y Sreenivasulu, 2012, p. 27).

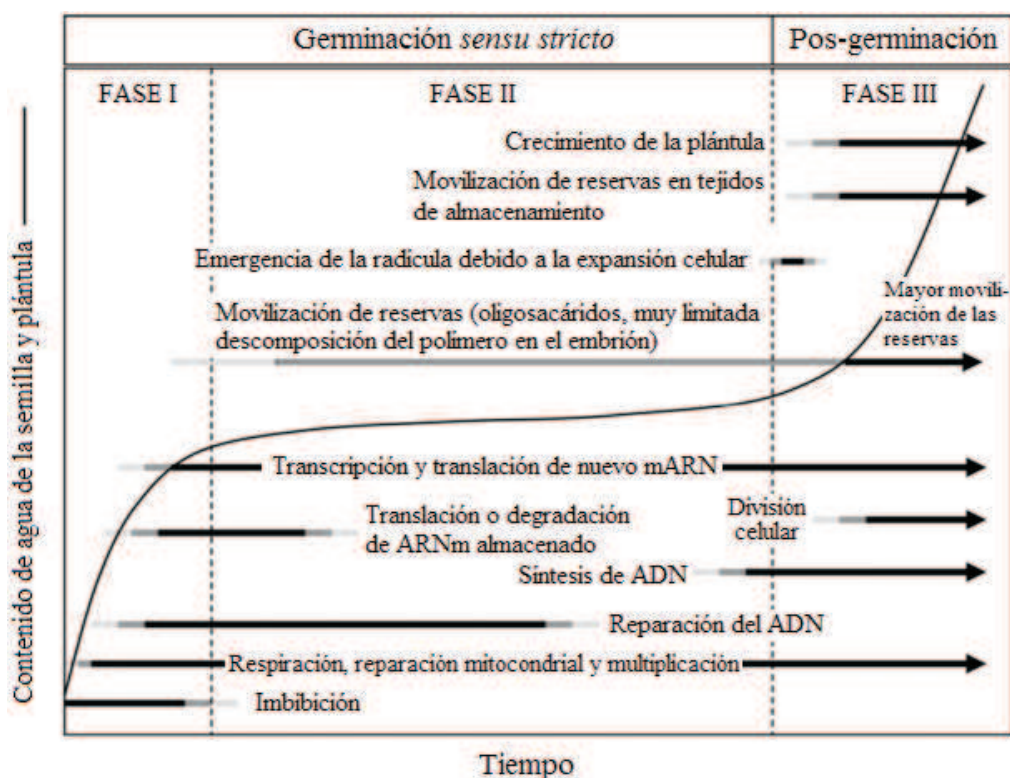


Figura 1.1. Curva de contenido de agua y las actividades metabólicas asociadas con las diferentes fases de la germinación y pos-germinación (Nonogaki, Bassel y Bewley, 2010, p. 575)

Durante la germinación de la semilla, los patrones de respiración y consumo de agua coinciden. En la fase I, el consumo de oxígeno aumenta rápidamente, seguido de una estabilización en la fase II y un segundo aumento en la

respiración en la fase III, asociado con la movilización de las reservas y el crecimiento de la plántula (Dahal, Kim y Bradford, 1996, p. 941).

1.2.1. FASE I DE LA GERMINACIÓN: IMBIBICIÓN

En la fase I o imbibición se produce la hidratación de los tejidos de la semilla seca, lo que induce a la reconstitución de las membranas y el aumento de la actividad respiratoria. Además, se produce la salida de solutos y metabolitos de bajo peso molecular hacia la solución de imbibición que rodea a la semilla, debido a que los componentes fosfolipídicos de las membranas se encuentran en un estado coloidal inestable; sin embargo, con la rehidratación, las membranas retornan a un estado cristalino hidratado que limita la salida de dichos solutos (Nonogaki et al., 2010, p.576; Bewley, Bradford, Hilhorst y Nonogaki, 2013, p.144).

En esta fase se inicia la reparación de los lípidos, proteínas y ácidos nucleicos dañados, debido a que durante la deshidratación en la fase de maduración y más aún en el almacenamiento y envejecimiento de las semillas, se produce de forma inevitable un daño oxidativo, y su rápida reparación es la clave para una germinación exitosa (Nonogaki et al., 2010, p. 575).

La respiración en esta fase tiene un rápido consumo de oxígeno, que aumenta linealmente a medida que se hidrata un mayor número de células dentro de la semilla (Bewley et al., 2013, p. 154). Aquí predomina la glicólisis y, aunque la mitocondria aún no es funcional, ciertas enzimas del ciclo de Krebs y oxidasas terminales permiten generar ATP para mantener el metabolismo inicial (Herrera et al., 2006, p. 20).

Luego de la imbibición, las semillas de tomate requieren un tiempo de germinación entre 36 a 72 horas bajo condiciones óptimas, por ejemplo 20 a 25 °C de temperatura y sin déficit de agua (Fooland, Subbiah, Kramer, Hargrave y Lin, 2006, p.199).

1.2.2. FASE II DE LA GERMINACIÓN: ACTIVACIÓN METABÓLICA

En la fase II, comienza el metabolismo con la actividad mitocondrial, y la absorción de agua se vuelve casi estable, alcanzando una especie de meseta o período de lento aumento del contenido de agua (Bewley et al., 2013, p. 150).

La respiración también se estabiliza o aumenta muy lentamente. La explicación a este suceso es que la vía glicolítica se activa más rápido que las mitocondrias, lo que lleva a producir una mayor cantidad de piruvato que la que se utiliza en el ciclo de Krebs y en la cadena transportadora de electrones, por lo que parte del piruvato se desvía a la vía fermentativa (Bewley et al., 2013, p. 154). Esta acumulación de piruvato reorienta el metabolismo a la vía de las pentosas fosfato, que es la vía que predomina en esta fase (Herrera et al., 2006, p. 21).

Durante la germinación *sensu stricto*, correspondiente a la fase I y fase II de la germinación, las semillas mantienen tolerancia a la desecación (Gallardo et al., 2001, p. 835), que es la capacidad de las semillas para germinar luego de una deshidratación a un contenido de humedad igual o inferior al 50 % (Herrera et al., 2006, p. 15).

1.2.3. FASE III DE LA GERMINACIÓN: EMERGENCIA DE LA RADÍCULA

En la fase III, se produce un aumento de la absorción de agua, que da como resultado un incremento de la presión de turgencia celular. Esto provoca una expansión del volumen del eje embrionario, que origina un debilitamiento físico de las paredes de los tejidos que rodean la radícula. La reducción de la resistencia de los tejidos circundantes (endospermo) puede ser facilitado además por un proceso enzimático que debilita las paredes celulares. Las enzimas que pueden estar involucradas son las expansinas (EXP), la xiloglucano endotransglicosilasa / hidrolasa (XTH), β -glucanasas y endo- β -manasas. En las semillas de tomate existe evidencia de que el debilitamiento del endospermo es afectado por las

endo- β -manasas, que son hidrolasas de la pared celular (Nonogaki et al., 2010, p. 578).

Aunque la emergencia de la radícula por elongación celular puede estar acompañada de división celular, normalmente se acepta que la división celular en embriones de tomate ocurre únicamente al finalizar la germinación, pues no es un pre-requisito para la emergencia de la radícula, pero sí para el crecimiento normal de la plántula (De Castro y Hilhorst, 2001, pp. 120, 122).

Para la expansión celular son necesarias las auxinas. La fuente de formas activas de esta hormona es la hidrólisis de conjugados del AIA, almacenados en la semilla seca; o posiblemente la β -oxidación del AIB contenido en los peroxisomas, donde puede transformarse en AIA. Las amidohidrolasas son las encargadas de la hidrólisis de los conjugados del AIA y su actividad está regulada por las giberelinas, que además son indispensables para la activación enzimática que permite la salida de la radícula (Herrera et al., 2006, p. 23).

Luego de la salida de la radícula, existe un segundo rápido incremento del consumo de oxígeno debido a la síntesis de enzimas respiratorias y al aumento de mitocondrias en las células del eje embrionario en crecimiento. La movilización de las reservas está asociada al incremento de mitocondrias en los tejidos de almacenamiento. También puede influir el aumento del suministro de oxígeno por la perforación de la cubierta seminal (Bewley, et al., 2013, p. 155).

Una vez germinada la semilla, ésta pierde la tolerancia a la desecación (Wang, Moller y Song, 2012, p. 68).

1.2.4. EL DESARROLLO DE LA PLÁNTULA

La etapa posgerminativa se caracteriza por un rápido crecimiento y desarrollo de la plántula. Durante este período, la plántula es heterótrofa y al final se vuelve fotosintéticamente activa. Para esta transición, la energía y los nutrientes

necesarios son suministrados por el catabolismo de las reservas almacenadas durante el desarrollo de la semilla (Theodoulou y Eastmond, 2012, p. 322).

Las enzimas hidrolíticas presentes en la semilla son las encargadas de movilizar las reservas desde los órganos de almacenamiento, ya sean los cotiledones o el endospermo, hacia el eje embrionario en crecimiento (Jain, Soos, Balazs y Van Staden, 2008, p. 106).

El hipocótilo se elonga y empuja los cotiledones por encima del suelo, lo cual es característica de las especies epígeas. Lo que primero emerge del suelo es el denominado arco hipocotíleo. Una vez que los cotiledones atraviesan la superficie del suelo y reciben luz, los cotiledones y el hipocótilo se enderezan, se enverdecen los cotiledones y colaboran con la fotosíntesis. En una fase más tardía los cotiledones se expanden (Sanchis, Bordón y Fos, 2004, p. 63).

A partir del meristemo apical o yema terminal se desarrollarán los siguientes tejidos como son las hojas verdaderas. Al formarse las hojas verdaderas, las reservas de la semilla disminuyen a tal punto que la plántula requiere de nutrientes adicionales que pueden ingresar por la vía foliar o radical (Villegas, Rodríguez, Trejo y Alcántar, 2001, p. 98).

En el semillero puede presentarse una anomalía conocida como plantas ciegas. Las plantas ciegas no tienen un meristemo normal por lo que presentan anomalías en el crecimiento a excepción del tamaño de las hojas cotiledonales. Ocasionalmente pueden presentar una o dos hojas verdaderas. El origen de este problema son mutaciones infrecuentes pero que se presentan en mayor medida en semillas viejas; otras causas son la exposición de las semillas a altas temperaturas tales como 80 °C o la exposición de las plántulas a materiales tóxicos volátiles como desinfectantes o fungicidas (Jiménez, 2001, p. 63).

Los procesos de germinación y pos-germinación que se describieron anteriormente hacen referencia al desarrollo vegetativo de la plántula. Esta etapa fenológica tiene cuatro subetapas en el cultivo de tomate, la primera inicia en la

siembra, la segunda en la germinación, la tercera en la aparición de cuatro hojas verdaderas y la cuarta en el trasplante (Jaramillo, Rodríguez, Guzmán y Zapata, 2006, p. 10).

Según Romero (2003) las plántulas de hortalizas son adecuadas para el trasplante si son turgentes, tienen mínimo 4 hojas verdaderas sin enrollamiento, hay uniformidad entre plántulas en el lote de propagación, tienen raíces blancas y delgadas que llenen el contenedor de arriba hacia abajo, hay ausencia de síntomas de deficiencias nutricionales y están libres de insectos y enfermedades (pp. 58, 59)

1.2.5. NUTRICIÓN VEGETAL

El contacto de las raíces con los nutrientes se consigue a través de tres mecanismos, la intercepción radical, el flujo de masas y la difusión. La intercepción radical se produce por el crecimiento de las raíces a través del suelo; en el flujo de masas los nutrientes son arrastrados con el agua hacia la raíz por efecto de la transpiración, mientras que la difusión ocurre como respuesta al gradiente de concentración de los iones del suelo que se mueven desde un punto de mayor concentración hacia otro de menor concentración (Ali, 2010, p. 259).

Para incrementar la biodisponibilidad de los nutrientes, las raíces tienen la habilidad de generar cambios químicos en el suelo; por ejemplo, cambian el pH en la rizósfera como resultado de la respiración y liberación de iones de bicarbonato o por el mantenimiento del equilibrio iónico en la absorción de nutrientes; aumentan los niveles de fosfatasa para la mineralización de P como respuesta a una baja concentración del mismo en la solución del suelo; y exudan ácidos orgánicos, particularmente de bajo peso molecular, como un mecanismo adaptativo debido a que una baja cantidad de nutrientes puede afectar a la expresión de genes del metabolismo de carbono. Este proceso está vinculado a la biodisponibilidad de P, Mn, Fe y a la tolerancia a la toxicidad del Al (Comerford, 2005, p. 8).

Una vez que los nutrientes biodisponibles llegan a la raíz, por cualquiera de los mecanismos de transporte antes mencionados, la solución nutritiva debe atravesar una serie de capas concéntricas para llegar al tejido vascular de la raíz. Estas capas son la epidermis, la corteza, la endodermis y el periciclo. Para atravesar estos tejidos vivos coexisten tres vías de transporte, la ruta del apoplasto, la ruta del simplasto y la ruta trans-celular (a través de las membranas) (Blum, 2011, p. 16). En la ruta apoplástica, la solución circula sin restricciones por la primera región del apoplasto hasta entrar en contacto con la Banda de Caspary, que impide el paso de la solución a la estela, lo cual la obliga a atravesar las membranas celulares y el citoplasma (Lira, 2007, p. 63).

La bicapa lipídica de la membrana plasmática impide el movimiento de iones y grandes moléculas polares desde el apoplasto al citoplasma, mientras que las proteínas facilitan su transporte selectivo (Marschner, 2012, p. 10) mediante bombas, canales y transportadores iónicos, como se muestra en la Figura 1.2.

Las bombas iónicas usan ATP para desplazar los iones a través de las membranas, en contra del gradiente de potencial de energía. Los canales iónicos son poros selectivos, no estáticos, con estructuras de proteínas que permiten el paso de los solutos por difusión a una velocidad de $10^6 - 10^7$ iones por canal por segundo. Los transportadores se dividen en dos grupos, los transportadores aniónicos, que son simpuertos que obtienen su energía por el co-transporte simultáneo de iones H^+ hacia abajo del gradiente de potencial electroquímico, y transportadores catiónicos, que son antipuertos que obtienen su energía por el transporte simultáneo de una especie química secundaria en dirección opuesta a la especie primaria. La velocidad de ingreso en los transportadores es de $10^2 - 10^4$ iones por canal por segundo (Wang, Inukai y Yamauchi, 2006, p. 286).

Dentro de las células existen también las membranas de los organelos, cada una de ellas tiene diferentes tipos de proteínas que proveen la propiedad de transporte selectivo de los elementos requeridos para el funcionamiento de cada organelo. En las células maduras, las vacuolas comprenden un 80-90 % del volumen celular

y actúan como un compartimento de almacenamiento para los iones y solutos (Marschner, 2012, p. 10).

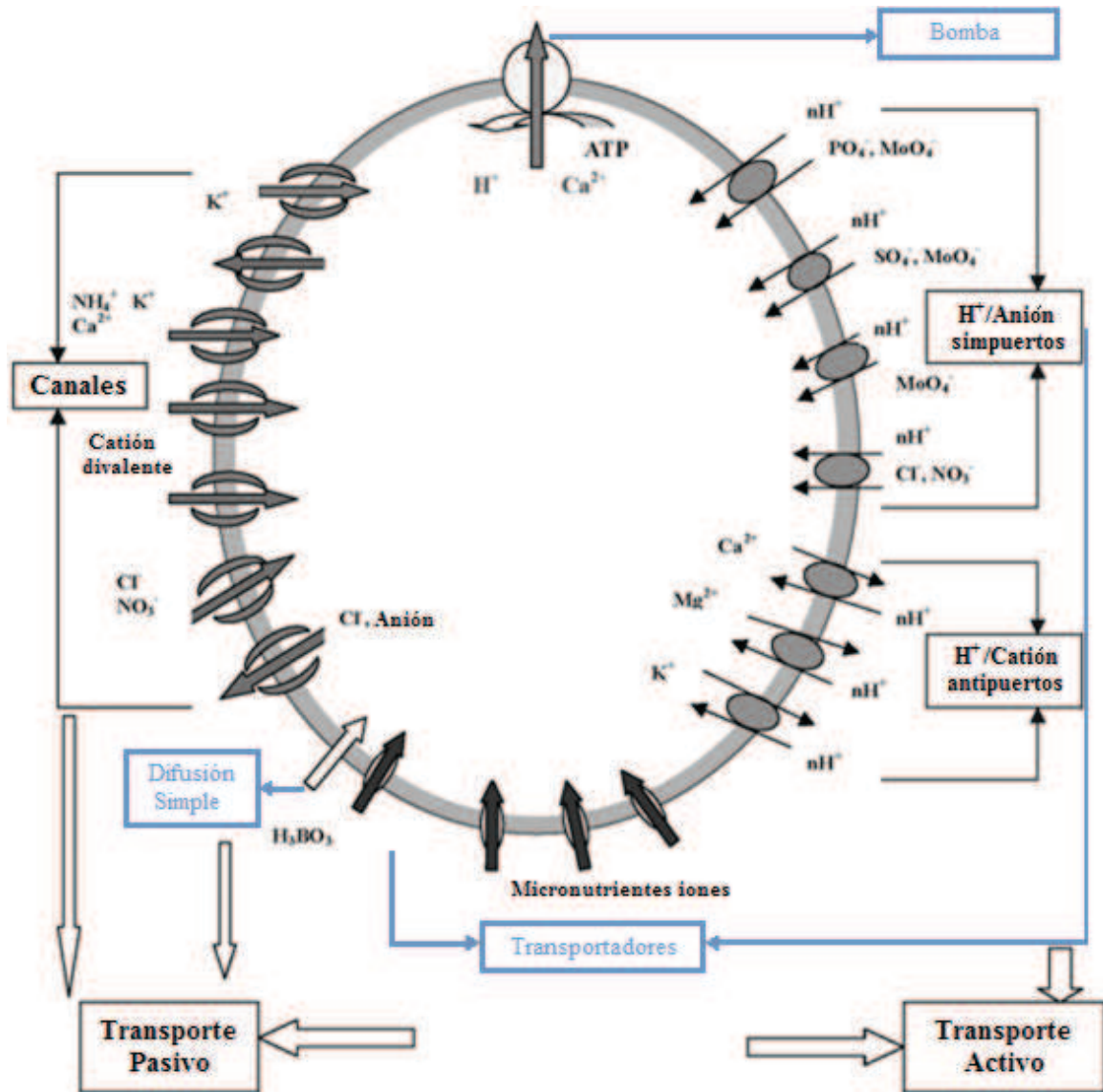


Figura 1.2. Posibles sistemas de transporte presentes en las membranas (Wang et al., 2006, p. 286)

Al llegar al tejido vascular, los solutos se mueven de forma pasiva en el xilema por arrastre del agua. Debido a la difusión hacia abajo del gradiente de potencial dentro del sistema de flujo o por la adsorción en las paredes de los vasos del xilema, los solutos no necesariamente se mueven a la misma tasa del agua. El flujo de este elemento se produce debido al bajo potencial de agua que tiene la atmósfera, con respecto al potencial de agua que tiene el suelo. Conforme el agua

se evapora se reduce el potencial en la superficie evaporante, lo que ocasiona su movimiento desde el xilema; si la transpiración es mayor que la absorción, se crea una tensión que se transmite por el sistema hidrodinámico hasta las raíces, lo que provoca la absorción del agua desde el suelo. La mayor parte del agua se evapora por las células mesofilicas foliares, por tanto la transpiración es la fuerza motriz que permite el ascenso de la savia bruta a las hojas para contribuir con el proceso fotosintético (Lira, 2007, pp. 65, 66, 93).

En comparación con los tratamientos aplicados a la raíz, las tasas de penetración de nutrientes en las hojas son bajas por lo que las concentraciones de las soluciones aplicadas de forma foliar son mayores. Se debe considerar que la aplicación de concentraciones elevadas causa daños en la hoja. La concentración óptima de un elemento a aplicar de forma foliar se desconoce, debido a que las investigaciones realizadas con elementos individuales tienen rangos amplios de concentraciones aplicadas. La respuesta a un nutriente aplicado de forma foliar es más evidente en plantas con deficiencia de dicho nutriente (Fernández y Eichert, 2009, p. 39).

Murillo et al. (2013) mencionan que la fuerza motriz de ingreso de solutos por la cutícula es el gradiente de concentración existente entre la solución aplicada y la concentración en las células, lo que da paso a la difusión (pp. 237, 238).

Según Marschner (2012) las sustancias en forma gaseosa (como el NH_3 , NO_2 , SO_2) pueden penetrar las hojas por los estomas abiertos, mientras que los solutos disueltos pueden ingresar a través de los estomas y a través de la cutícula (p. 71).

Aunque se ha demostrado un aumento significativo en la tasa de absorción foliar con la presencia de estomas, especialmente cuando estos están abiertos, el efecto se atribuye a la alta permeabilidad de la cutícula periestomatal (Fernández y Eichert, 2009, p. 39).

Debido a la mayor superficie de contacto, mayor capacidad de intercepción de las gotas y por su composición química, la cutícula es considerada la ruta predominante en el proceso de absorción foliar (Murillo et al., 2013, p. 237).

La cutícula permite el ingreso de iones, compuestos polares y sustancias lipófilas, lo cual sugiere que la composición química y estructural de la cutícula es heterogénea. Por ello se han propuesto dos vías paralelas para el ingreso de los solutos, una vía hidrofílica y una vía lipofílica (Schönherr, 2006, p. 2472).

Por su mayoritaria composición, la cutícula es considerada una membrana lipofílica, lo cual favorece la difusión de sustancias hidrófobas. Además, tiene carga neta negativa, lo que favorece la penetración de cationes. Los cationes ingresan más rápido que los aniones, lo que induce a una diferencia de potencial eléctrico que aumenta la penetración preferencial de cationes hasta que la diferencia de potencial eléctrico compense la diferencia de potencial químico dirigido opuesto (Fernández y Eichert, 2009, pp. 45, 47).

El ingreso de las sustancias polares ha sido explicado por la existencia de ectodesmos y poros acuosos polares. Los ectodesmos o ectoteichodes se identificaron como bandas que van desde la cutícula hasta el protoplasto de las células de la epidermis. En estas zonas, la deposición de ceras, cutina, pectina y celulosa es limitada, lo que forma un canal conector entre la cutícula y la célula por donde se facilita el ingreso de solutos. Sin embargo, su participación en la absorción foliar aún no está confirmada (Murillo et al., 2013, p. 238).

Los poros acuosos son estructuras dinámicas formadas solamente por la presencia de agua. Los polímeros con gran cantidad de grupos funcionales polares absorben agua mediante puentes de hidrógeno y en dependencia de la distribución de estos grupos polares se desarrollan grupos acuosos aislados conocidos como clusters, o se forma una fase acuosa continua si la distribución es homogénea. Según estudios realizados para localizar los poros polares en la hoja, estos existen preferentemente en salientes cuticulares, en la base de

tricomas y sobre paredes celulares anticlinales. El radio estimado de los poros está en un rango de 0,45 a 1,2 nm (Schönherr, 2006, pp. 2475, 2488).

Rodríguez et al. (1998) indican que luego de que los nutrientes han atravesado la cutícula, la ruta de penetración en la planta es principalmente vía apoplasto (p. 3)

Además de las vías de ingreso de los nutrientes solubles, los factores que modifican las tasas de penetración son la dosis y concentración de la solución a aplicar, el comportamiento físico-químico de la solución, las condiciones ambientales prevalecientes durante la aplicación, la humectabilidad de la hoja, su forma y disposición en la planta, el volumen de la gota y espesor de la película, el uso de codyuvantes y el estado fenológico de la planta (Fernández y Eichert, 2009, p. 40).

1.2.6. RESISTENCIA A PLAGAS Y ENFERMEDADES

Las principales plagas y organismos causales de enfermedades que perjudican el desarrollo de las plántulas de tomate a nivel de semillero se presentan en la Tabla 1.6 y en la Tabla 1.7, respectivamente.

Para contrarrestar los efectos producidos por las plagas o microorganismos patógenos, la planta tiene los mecanismos de defensa que se muestran en la Figura 1.3.

La Resistencia Sistémica Adquirida (RSA o SAR por sus siglas en inglés) es una respuesta de defensa activa, sistémica, igualmente efectiva contra hongos, virus, bacterias y nematodos, con independencia del mecanismo inductor. Se manifiesta cuando la planta es atacada por algún patógeno que produce lesiones locales por reacción hipersensible, lo que resulta en una resistencia local en el tejido infectado. Esto provoca una serie de señales principalmente mediadas por ácido salicílico para producir resistencia en el resto de la planta (Ordeñana, 2002, pp. 28, 29).

Tabla 1.6. Principales plagas que afectan a las plántulas en el semillero

Nombre común de la plaga (Nombre científico)	Daños	Control	
		Químico Ingrediente activo (Nombre comercial; clasificación toxicológica)	Biológico / Cultural
Pulguilla (<i>Epitrix</i> spp.)	Las larvas se alimentan de la parte subterránea de las plántulas. Los escarabajos adultos se alimentan de las hojas realizando pequeños agujeros; pueden llegar a causar grandes defoliaciones.	Tiametoxam (Actara 25 WG; IV)	Remoción de plantas hospederas y malezas solanáceas cerca del cultivo.
Mosca Blanca (<i>Trialeurodes vaporariorum</i>)	Succiona la savia lo cual debilita a la planta y ocasiona deformaciones, amarillamientos y caída de las hojas. En la sustancia azucarada que excretan los adultos y las ninfas se desarrolla el hongo <i>Cladosporium</i> spp. causante de la fumagina que cubre las hojas reduciendo la fotosíntesis. Además son vectores de enfermedades.	Tiametoxam (Actara 25 WG; IV) Pymetrozine (Chess 50 WG; IV) Imidacloprid (Matero 60 FS; IV)	Entomopatógenos como <i>Verticillium lecani</i> y biocontroladores como <i>Chrysoperla</i> spp. / Eliminar hospederos dentro y fuera del invernadero. Usar trampas cromáticas color amarillo.
Minador de la hoja (<i>Liriomyza</i> spp.)	Las larvas construyen galerías en las hojas. Se desarrolla necrosis y cuando el ataque es severo las hojas se secan totalmente.	Imidacloprid (Matero 60 FS; IV)	Biocontroladores como <i>Chrysoperla</i> spp. / Eliminar plantas hospederas. Uso de trampas cromáticas amarillas.
Trips (<i>Frankliniella occidentalis</i>)	Las ninfas y los adultos hacen pequeñas manchas cloróticas o plateadas en los tejidos. Las hojas se deforman y los ataques fuertes ocasionan que estas se sequen de forma parcial o total. Son vectores de virus.	Tiametoxam (Actara 25 WG; IV) Imidacloprid (Matero 60 FS; IV)	Biocontroladores como <i>Chrysoperla</i> spp. y <i>Coccinella septempunctata</i> / Destrucción de malezas hospederas. Uso de trampas cromáticas color azul.
Pulgones (<i>Myzus persicae</i> , <i>Macrosiphum solanifolii</i>)	Succionan la savia, causan deformaciones, amarillamiento y debilitamiento de la planta. Es vector de virus y al igual que la mosca blanca secreta sustancias que favorecen el desarrollo de fumagina.	Tiametoxam (Actara 25 WG; IV) Pymetrozine (Chess 50 WG; IV) Imidacloprid (Matero 60 FS; IV)	Biocontroladores como <i>Chrysoperla</i> spp. y <i>Coccinella septempunctata</i> / Eliminar plantas hospederas. Uso de trampas cromáticas color amarillo.

(Jaramillo et al., 2006, pp.38-43; Zalom, Trumble, Fouche y Summers, 2011; Vallejo y Estrada, 2004, p. 93)

Tabla 1.7. Principales enfermedades que afectan a las plántulas en el semillero

Enfermedad (Agente causal)	Daños	Control	
		Químico	Biológico o cultural
Damping Off (<i>Rhizoctonia solani</i> , <i>Fusarium oxysporum</i> , <i>Fusarium lycopersici</i> , <i>Fusarium moniliforme</i> , <i>Pythium debaryanum</i> , <i>Pythium ultimum</i>)	Las plántulas afectadas por esta enfermedad no emergen, caen o mueren luego de la emergencia. Además, los tallos presentan una porción arrugada oscura al nivel del suelo	Sulfato de cobre pentahidratado (Phyton 27; IV) Azoxistrobin + Metalaxil-m (Uniform; IV)	<i>Verticillium</i> sp., <i>Trichoderma</i> sp.
Podredumbre negra del cuello (<i>Alternaria solani</i>)	Pequeñas lesiones oscuras, ligeramente hundidas en el tallo que aumentan su tamaño en forma de lesiones circulares o alargadas con anillos concéntricos de coloración más clara en el centro. Si las plántulas se establecen en el campo las lesiones se extienden hasta la línea del suelo, rodean al tallo y mueren, si sobreviven su crecimiento y rendimiento es reducido.	Sulfato de cobre pentahidratado (Phyton 27; IV)	Mantener un buen drenaje, evitar encharcamientos
Mancha gris de la hoja (<i>Stemphylium solani</i> , <i>S. floridanum</i> o <i>S. botryosum</i>)	Diminutas motas negro-parduzcas circulares u oblongas en la superficie de las hojas que se van extendiendo. Las hojas se vuelven amarillas y puede haber necrosis en el margen, luego se pardean y caen. En infecciones severas del semillero hay defoliación en ausencia de amarillamiento visible en las hojas.	Difenoconazol (Score 250 EC; IV)	
Mancha o roña bacteriana (<i>Xanthomonas campestris</i> pv. <i>vesicatoria</i>)	Manchas amarillas en el follaje que se tornan negras o café oscuro. En las plántulas causa una severa defoliación.		
Enfermedad del mosaico (potyvirus y cucumovirus)	Curvatura en las hojas, aspecto arbustivo y coloración alternada entre verde claro y verde oscuro, principalmente en hojas jóvenes. Si es causada por cucumovirus las hojas crecen delgadas por lo que se las describe como cordones de zapato (shoestringlike appearance).	NA*	Control de vectores como se indica en la
Bronceado del tomate TSWV (tospovirus)	Enanismo clorótico con tonos violáceos, manchas bronceadas, necrosis, quemadura general que provoca la muerte.		Tabla 1.6

*NA: No aplica

(Chaudhary et al., 2012, p. 3302; Salman y Abuamsha, 2012, p. 711; Loliam, Morinaga y Chaiyanan, 2012, p.1; Davis, Miyao, Subbarao y Stapleton, 2012abc; Jiménez, 2001, p. 13; Vallejo y Estrada, 2004, p. 94; Martínez, Fonseca y Peralta, 2005, p. 13)



Figura 1.3. Tipos de defensa explorados por las plantas para contrarrestar el ataque de potenciales fitopatógenos (Riveros, 2010, pp. 41, 42)

Otro modo de estimular la RSA es aplicar elicitores. "Los elicitores son sustancias que simulan el contacto planta-fitopatógeno y de ese modo activan los mecanismos de defensa que limitan la invasión de hongos patógenos, virus y bacterias. El elicitador más estudiado es el quitosano" (Chirkov et al., 2001, p. 774).

El quitosano es un polímero lineal cuyos residuos de D-glucosamina están conectados por enlaces β -1,4. El tamaño de la molécula es variable y puede caracterizarse por el grado de polimerización medio o por su peso molecular medio. En el quitosano obtenido por desacetilación alcalina de la quitina, parte de los grupos amino se mantienen acetilados y se acepta que los residuos de N-acetilglucosamina están distribuidos al azar en la cadena polimérica. En medio ácido, los grupos amino se encuentran protonados, por lo que la molécula tiene carga positiva (Chirkov, 2002, p.1).

La actividad que presenta el quitosano, a diferencia de otros inductores, se presenta de dos formas. La primera es la inhibición del crecimiento de

microorganismos fitopatógenos, a la que se han propuesto varias explicaciones, una de ellas es la interacción de la carga positiva de la molécula de quitosano con la carga negativa de las membranas celulares microbianas, lo que altera la permeabilidad de la membrana y provoca la salida de proteínas y otros compuestos esenciales para el funcionamiento celular. También se ha propuesto que el quitosano penetra el núcleo celular e inhibe la síntesis de ARN_m y de proteínas. La segunda forma de acción es que activa *in vivo* diversos mecanismos de defensa que otorgan RSA, que incluyen generación de especies reactivas de oxígeno, acumulación de proteínas (como las quitinasas, quitosanasas, glucanasas y peroxidasas), síntesis de inhibidores de proteasas, de fitoalexinas, de calosa y de lignina (Rodríguez et al., 2009, pp. 308, 311, 312).

Por otro lado, los fosfitos también inducen la resistencia en las plantas al estimular mecanismos como la producción de fitoalexinas. Además, se ha comprobado que los fosfitos ejercen un excelente control de las enfermedades producidas por hongos oomicetos, actuando como fungicida. Los fosfitos son compuestos formados por la neutralización del H₃PO₃ con una base, como por ejemplo los hidróxidos de amonio, sodio y potasio (Santos, Dalla, Silva y De Mio, 2011, p. 434; Förster, Adaskaveg, Kim y Stanghellini, 1998, p. 1169).

Varias investigaciones en las que se utilizaron marcas comerciales de fosfitos, demostraron que el fosfito de potasio, utilizado como elicitador, logra controlar enfermedades producidas por hongos fitopatógenos. Los resultados mostraron una reducción tanto de la incidencia como de la severidad de enfermedades (Sônego, Garrido y Czermainski, 2003, p. 13; Mogollón y Castaño, 2011, p. 470; Cervera, Cautín y Jeria, 2007, p. 7).

1.2.7. FOSFIREND COMO ELICITADOR Y FERTILIZANTE

El Fosfirend es una formulación comercial cuyos ingredientes activos son la poli-d-glucosamina (quitosano) y el fosfito de potasio. Por tal motivo, puede ser utilizado como inductor de la RSA en plántulas de tomate, para obtener una

producción con adecuadas características fitosanitarias. Este agroquímico, además de ser comercializado como elicitador específico, es promocionado como fertilizante (Biorend, 2013). No obstante, se puede considerar a este producto como fertilizante, siempre y cuando se haga referencia al potasio, más no al fósforo, por las razones detalladas a continuación.

Al disociarse el fosfito de potasio (KH_2PO_3), el anión fosfito (H_2PO_3^-) se absorbe y transloca fácilmente en la planta, sin embargo al contrario de los fosfatos, los derivados del ácido fosforoso no son una fuente asimilable de P para las plantas (Varadarajan, Karthikeyan, Matilda y Raghothama, 2002, p. 1232; Abel, Ticconi y Delatorre, 2002, p. 6). Förster et al. (1998) realizaron ensayos hidropónicos con aplicación de fosfito y fosfato en plantas de tomate cv. Bonny Best Improved y encontraron que una solución combinada de 1 mM de fosfato con 0,3 mM de fosfito incrementaba el área de las hojas, así como el peso seco foliar. Por el contrario, las plántulas a las que se les suministraba una solución de fosfito como única fuente de fósforo desarrollaron síntomas de deficiencia de este elemento a los 21 DDS (p. 1169) con lo que comprobaron que el fosfito no es metabolizado.

A pesar de que el fosfito no sustituye a los fosfatos en términos de satisfacer los requerimientos nutricionales de fósforo de las plantas, este puede reprimir las respuestas moleculares y de desarrollo típico que se dan por la deficiencia de P. Una concentración de fosfito inferior a 2 mM atenúa dichas respuestas por la limitante de fosfato, pero no afecta de forma significativa el crecimiento de la planta; mientras que una concentración mayor inhibe el desarrollo de la plántula, probablemente al competir con la asimilación de los fosfatos. Aunque el fosfito no puede reemplazar al fosfato como sustrato en reacciones enzimáticas, aparentemente otras proteínas fosfato-vinculantes que participan en la detección y captación de fosfato no discriminan entre estos dos compuestos, por lo que se reprimen las respuestas frente a la deficiencia de este elemento (Abel et al., 2002, p. 6).

1.3. FACTORES QUE AFECTAN A LA GERMINACIÓN Y DESARROLLO DE LA PLÁNTULA

Los procesos de germinación y crecimiento de las plántulas se ven afectados por factores que pueden clasificarse en dos tipos, endógenos y exógenos.

1.3.1. FACTORES ENDÓGENOS

Dentro de los factores endógenos que afectan a la germinación de las semillas se encuentran la madurez, la viabilidad, el vigor y la dormancia.

1.3.1.1. Madurez

Las semillas desarrolladas en frutos carnosos adquieren su máxima germinación y vigor (calidad de las semillas) una vez que alcanzan la madurez fisiológica, es decir al terminar el período de llenado de la semilla. No obstante, en el tomate (*Lycopersicon esculentum*) la calidad de la semilla no coincide con la máxima acumulación de materia seca (MAMS), ya que esta se obtiene luego de 15 días de alcanzar la MAMS (de Souza, Fernandes, dos Santos y Finger, 2011, p. 535).

Las semillas de tomate alcanzan su madurez morfológica y la MAMS entre los 35 y 60 días después de la polinización (DDP). Algunos tipos de semillas de tomates silvestres y mutantes deficientes de ácido absícico (ABA) pueden germinar durante la histo-diferenciación del embrión, pero la plántula no llega a desarrollarse. La razón por la que no se pueden producir plántulas viables en las etapas tempranas del desarrollo de la semilla es debido a las insuficientes reservas en el endospermo. Solo a partir de los 35 DDP, es decir una vez completa la diferenciación de los tejidos y la acumulación de reservas, la germinación puede dar origen a plántulas normales (De Castro, et al., 2001, pp. 114, 120).

1.3.1.2. Viabilidad

La viabilidad indica la capacidad de las semillas para germinar y desarrollar la plántula. Las semillas que tienen dificultad para germinar en condiciones normales, como las almacenadas por prolongados períodos de tiempo, son consideradas no viables (Poulsen, Holten y von Bothmer, 2006, p. 675).

Un manejo adecuado es esencial para mantener las semillas viables y esto incluye el almacenamiento bajo condiciones óptimas, debido a que de esta manera se prolonga su conservación (Van Treuren, de Groot y Van Hintum, 2013, p. 1417). Las semillas del cv. Nemo-Netta deben almacenarse a una temperatura entre 15 y 17 °C, y con un 30 % de humedad relativa (Nirit Seeds, 2009).

1.3.1.3. Vigor

La Asociación de Analistas Oficiales de Semillas definió al vigor como un conjunto de propiedades que establecen el potencial de las semillas para emerger de forma rápida y uniforme; y para desarrollar plántulas normales bajo condiciones de campo (Contreras y Barros, 2005, p.4).

Las semillas vigorosas producen plántulas más uniformes, sintetizan de forma eficiente nuevos compuestos y los transfieren velozmente al eje embrionario en crecimiento, lo que resulta en un incremento del tamaño de la plántula y una mayor acumulación del peso seco (Argerich, Bradford y Ashton, 1990, p. 288).

1.3.1.4. Dormancia

La dormancia no es más que la ausencia de germinación bajo condiciones favorables (Oracz et al., 2007, p. 452). Si la semilla de tomate es no dormante, con su hidratación bajo condiciones favorables iniciará la germinación (Appenroth, Lenk, Goldau y Sharma, 2006, p. 706); mientras que si la semilla es dormante se

debe romper su latencia bajo condiciones ambientales específicas para proceder a la germinación. Las semillas dormantes no ingresan a la fase III de la germinación, sino que permanecen en la fase II (Dogra et al., 2012, p. 27).

Los mutantes y transgénicos que sobre-acumulan ABA muestran una mayor dormancia, lo que indica que la función primaria del ABA es la inhibición de la germinación precoz y la inducción de la dormancia primaria (Nambara, Okamoto, Tatematsu, Yano, Seo y Kamiya, 2010, p. 55).

En las semillas de tomates mutantes deficientes de ABA no se expresa la dormancia ni la quiescencia, lo que resulta en un desarrollo continuo de la morfogénesis y la germinación dentro de frutos sobre maduros, lo que se conoce como germinación vivípara. La deficiencia de ABA evita que se detengan las actividades del ciclo celular y en conjunto con el ambiente húmedo dentro del fruto permiten la germinación (De Castro et al., 2001, p. 118). La Figura 1.4 ilustra la germinación vivípara.



Figura 1.4. Germinación vivípara en el fruto sobre maduro de tomate deficiente de ácido absísico sitiens mutante sit^w/sit^w (Groot y Karssen, 1992, p. 954)

1.3.2. FACTORES EXÓGENOS

Si no están presentes una cierta combinación de factores ambientales físicos, que dependen del taxón y genotipo, las semillas viables no dormantes también pueden fallar en la germinación. Por lo que se deben considerar los siguientes factores exógenos, que no solo afectan a la germinación sino también al crecimiento de la plántula.

1.3.2.1. Disponibilidad de agua

La disponibilidad de agua determina la imbibición y con ello la rehidratación y posterior activación de los procesos metabólicos tales como los mecanismos de reparación de membranas, proteínas, ADN y la elongación celular para la salida de la radícula, por lo que es un factor esencial para la germinación (Nonogaki et al., 2010, p. 575).

Argerich et al. (2011) indican que para la emergencia, los requerimientos de agua están alrededor del 75 % de la capacidad de contenedor, no obstante hay variaciones en dependencia de la temperatura del sustrato (p.45).

Las plántulas necesitan de agua para crecer; aquellas que tienen estrés por falta de agua tienen una tasa de crecimiento del tallo más baja y una contracción del tallo más larga, comparada con plantas sin estrés. Los tallos de las plantas se contraen durante el día, debido a la incorporación de agua desde el floema a la corriente de transpiración, y se expanden durante la noche como resultado de la hidratación del conducto del floema y del crecimiento de la planta. En plantas jóvenes es más notable el crecimiento del tallo que la contracción del mismo (Gallardo et al., 2006, p. 242).

Por el contrario, el exceso de agua puede dañar el crecimiento vegetativo de las plantas de tomate, acelerar la senescencia, producir raíces adventicias en la base

del tallo, reducir la tasa de crecimiento y reducir la productividad (Jackson y Campbell, 1979, p. 331).

Las plantas de tomate son muy sensibles al exceso de agua; la inundación por exceso de riego, en conjunto con un lento drenaje, pueden ocasionar deficiencia de oxígeno en las raíces, debido a la lenta transferencia del oxígeno disuelto del agua que llena los poros del sustrato, lo que puede producir estrés por hipoxia o anoxia y condiciones reductoras (Horchani y Aschi, 2010, p. 1583; Li, 2012, p. 671).

1.3.2.2. Temperatura

Cada especie tiene un rango de temperatura dentro del cual es posible tanto la germinación como el establecimiento de la plántula, y fuera de este rango el proceso declina por una exposición prolongada o incluso transitoria. Según Potaczek y Kozik (2000), cuando la temperatura es menor a los 15 °C la germinación de las semillas de tomate disminuye, y bajo los 10 °C se reduce de forma drástica (p. 293).

Jain, Kulkarni y van Standen (2006), en ensayos con semilla de tomate cv. Heinz 1370, encontraron que el porcentaje de germinación con respecto a la temperatura sigue una curva parabólica entre 10 y 40 °C, siendo óptima la temperatura de 25 °C. Estos investigadores hallaron que a 10 °C y 40 °C hay emergencia de la radícula pero el desarrollo de la plántula fracasa; mientras que al tratar las semillas de forma previa con butanolida (aislado del humo, promotor de la germinación), las semillas desarrollan una plántula fenotípicamente normal a estas temperaturas. Mencionan también que el rango óptimo para el establecimiento de la plántula de este cultivar es de 20 a 30 °C (p. 265).

1.3.2.3. Humedad relativa (HR)

Para el cultivo de tomate se recomienda una HR entre el 60 y 80 %. Si la HR es baja, aumenta la transpiración y se reduce la fotosíntesis en las plantas, mientras que si la HR es alta, las plantas son más propensas al desarrollo de enfermedades (Jaramillo et al., 2006, p. 12).

1.3.2.4. Gases: O₂ y CO₂

Las semillas son dependientes del oxígeno para su germinación y posterior desarrollo de la plántula (Dahal et al., 1996, p. 941). El oxígeno es necesario para la respiración y la nutrición mineral. A medida que el medio se enriquece de oxígeno, aumenta la absorción de nutrientes. Por lo general, las raíces empiezan a disminuir la absorción cuando se presentan valores inferiores al 10 % de oxígeno en el sustrato (Navarro y Navarro, 2013, p. 252). El exceso de agua, como se mencionó anteriormente produce una deficiencia de oxígeno.

Por otra parte, en el desarrollo de la plántula, el CO₂ es necesario para realizar la fotosíntesis. En la atmósfera, el contenido promedio de CO₂ es de 0,03 %. Se ha encontrado que un aumento en la concentración de CO₂ a 0,10 % en un sistema cerrado puede duplicar la tasa fotosintética de algunos cultivos (Lira, 2007, p. 150).

1.3.2.5. Luz / Oscuridad

Las semillas de tomate no necesitan de la activación del fitocromo para inducir la germinación, ya que germinan en total oscuridad (Appenroth et al, 2006, p. 702). Los requerimientos de energía solar se dan cuando la planta se ha vuelto fotosintéticamente activa (Sanchis et al., 2004, p. 63).

1.3.2.6. Sustrato

El tipo de sustrato utilizado para la producción de plantines en recipientes tiene vital importancia, debido a que en este se fijan las raíces para dar soporte a la plántula y además proporciona agua, aire y en ocasiones nutrientes para el desarrollo vegetal (Pire y Pereira, 2003).

Los sustratos pueden clasificarse como orgánicos e inorgánicos. Algunos ejemplos de sustratos inorgánicos comúnmente utilizados son arena, tierra volcánica, lana de roca, perlita y vermiculita, mientras que entre los sustratos orgánicos se encuentra la turba, poliestireno expandido, residuos sólidos urbanos y residuos de actividades agropecuarias como paja, corteza de árboles, estiércoles, entre otros (Abad, 2001, p. 148).

Los sustratos orgánicos de origen natural están sujetos a constantes transformaciones como el intercambio de sustancias minerales y orgánicas, cambios en la relación C/N, O_2/CO_2 , actividad enzimática, actividad supresora de patógenos y reducciones del volumen (Labrador, 2002, p. 231). Por ello, para seleccionar un sustrato se debe tener en cuenta sus propiedades, que pueden clasificarse en químicas, físicas y biológicas (Abad, 2001, pp. 135, 136).

Las principales propiedades químicas que se analizan para la caracterización de un sustrato son el pH, el contenido de materia orgánica, la capacidad de intercambio catiónico (CIC) y la conductividad eléctrica.

El pH es un indicador muy importante en cuanto a la madurez de materia orgánica, debido a que, si esta se descompone con una adecuada aireación, se produce amoníaco por la descomposición de proteínas y se forman compuestos húmicos, por lo que el pH resultará en un valor entre 7 y 8 en materiales maduros. Caso contrario, si la aireación es deficiente, la descomposición anaeróbica origina ácidos orgánicos y por consiguiente se obtiene un material con pH ácido. La materia orgánica inmadura también tiene un valor de pH inferior a 7 (Moreno, 2008, p. 98). El pH determina la disponibilidad de nutrientes, y su valor óptimo

depende del método de ensayo. Para los sustratos de cultivo, el pH óptimo medido en pasta saturada es de 5,2 a 6,3, mientras que para la solución del sustrato en agua el rango oscila entre 5,5 y 6,8 (Quintero, González y Guzmán, 2011, p. 99). Si el pH del sustrato no se encuentra dentro del rango recomendado, se deben realizar ajustes con dolomita o cal para sustratos demasiado ácidos, o con azufre para sustratos básicos (Abad, 2001, p. 146). La influencia del pH sobre la disponibilidad de nutrientes en suelos orgánicos está representada en la Figura 1.5.

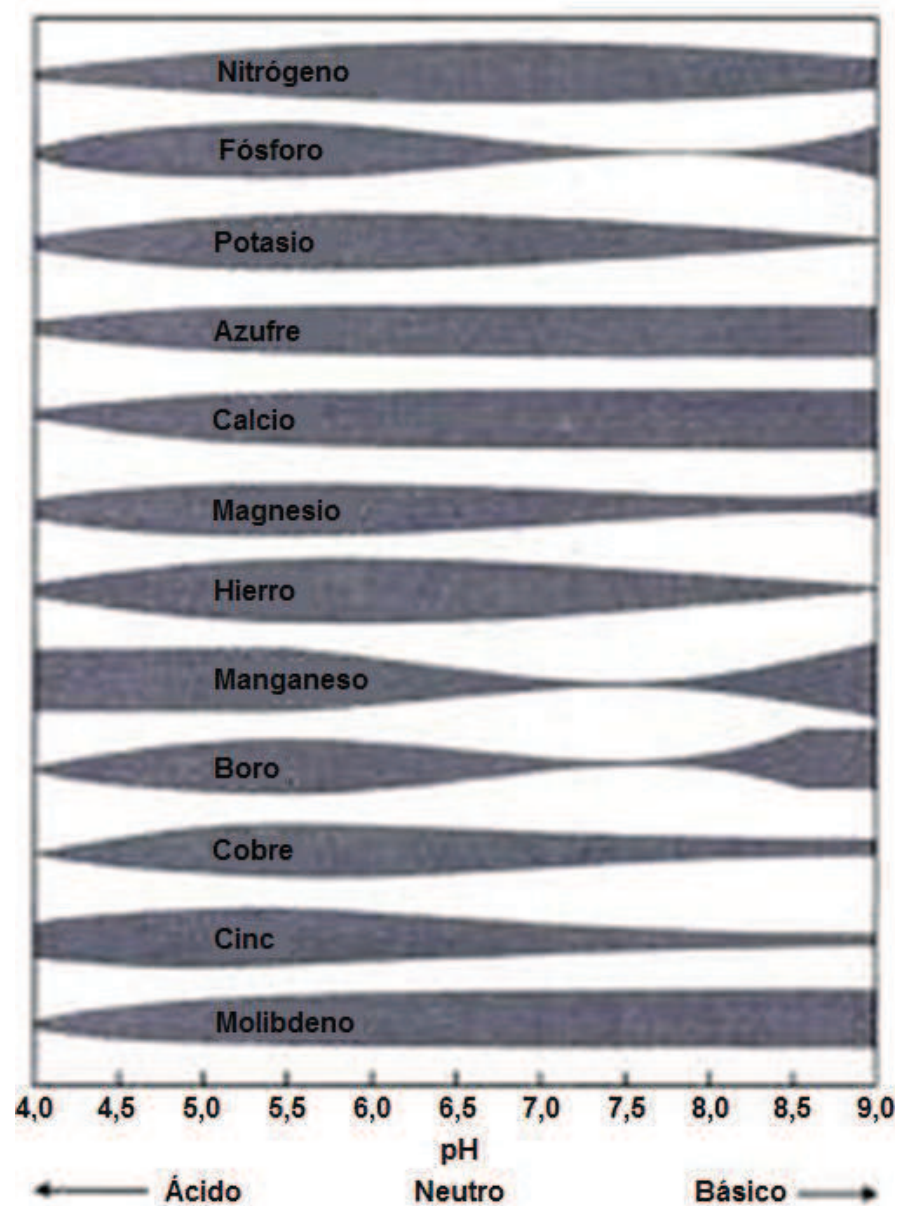


Figura 1.5. Influencia del pH en la disponibilidad de nutrientes de suelos orgánicos (Taiz y Zeiger, 2006, p. 136)

La CIC se expresa como la suma de cationes intercambiables que son retenidos por el sustrato, debido a la atracción de cargas eléctricas determinadas por el pH. Los iones retenidos pueden ser sustituidos por los cationes de la solución circundante y normalmente están disponibles para la planta. El valor adecuado para un sustrato de cultivo varía en dependencia de la frecuencia con que se realiza la fertirrigación, si esta es permanente, la CIC no representa utilidad; mientras que si el fertirriego es intermitente, se requerirá de sustratos con moderada o alta CIC (mayor a 20 meq/100 g). Los materiales minerales generalmente retienen pocos nutrientes, por lo que es necesario suministrar fertilizantes de forma frecuente; por el contrario, la materia orgánica posee grupos funcionales que le confieren carga negativa (como los grupos carboxílicos y fenólicos) y por tanto, tiene una alta CIC. Por ejemplo, la turba rubia a pH 5,5 tiene una CIC alrededor de 100 meq/100 g (Abad, 2001, p.142).

Otro parámetro químico importante en la caracterización de los sustratos es la salinidad, que puede ser medida a través de la conductividad eléctrica (C.E.). La salinidad causa dos tipos de estrés que afectan el desarrollo de los plantines; el primero es el desequilibrio nutricional dado por iones salinos y bajo potencial de agua del suelo, que afecta tanto la captación como los procesos de translocación de nutrientes; y el segundo es la toxicidad por la alta acumulación de iones como Na^+ y Cl^- en el citoplasma (Amini, Ehsanpour, Hoang y Shin, 2007, p. 464).

Para superar el problema de absorción de agua debido al componente osmótico, las plantas acumulan solutos compatibles a nivel del citosol y organelos, sin afectar la actividad enzimática, con lo que reducen el potencial osmótico y por tanto facilitan el ingreso de agua a las células de las raíces. Los iones pueden ser de elementos esenciales (K^+) o solutos orgánicos como azúcares simples y complejos (Goykovic y Saavedra, 2007, p. 51).

Por otro lado, la toxicidad por iones en la fase germinativa puede afectar la activación o síntesis de hormonas o enzimas hidrolíticas, como la amilasa y proteasas, lo que retarda o inhibe el transporte de reservas hacia el eje embrionario en crecimiento (Camejo y Torres, 2000, p. 25). En el desarrollo del

plantín, el desequilibrio iónico y la toxicidad son causa del ingreso de iones citotóxicos; por ejemplo el Na^+ ingresa por vía apoplástica a la raíz y, a través de canales de cationes o transportadores al citosol, lo que reduce la relación K^+/Na^+ , que debe ser alta para el buen funcionamiento celular. La toxicidad se produce porque el Na^+ reemplaza al K^+ en las reacciones bioquímicas y los desequilibrios nutricionales se deben a que la alta concentración de Na^+ inhibe la absorción de nutrientes por la interferencia en los transportadores y canales selectivos (Goykovic y Saavedra, 2007, p. 51).

Herrera, Castillo, Chica y López (2008) indican que para el crecimiento de plántulas vigorosas y saludables, la C.E. debe ser inferior a 3,5 dS/m (p. 290); sin embargo, "la mayoría de cultivares comerciales de tomate son sensibles a niveles moderados de salinidad sobre 2,5 dS/m". Una vez que la C.E. sobrepasa este umbral, el rendimiento empezará a disminuir en un 9 a 10 % por cada dS/m adicional (Singh, Divakar y Singh, 2012, pp. 45, 50). Los sustratos con niveles altos de salinidad pueden corregirse por lixiviación de las sales, mediante un lavado del sustrato con agua de buena calidad (Quintero et al., 2011, p. 100).

Normalmente se da mayor importancia a las características físicas de los sustratos, debido a que una vez seleccionado el material, estas propiedades, a diferencia de las químicas, no pueden ser modificadas (Valenzuela, Lallana y Guerrero, 1998, p. 46). Los parámetros físicos que generalmente se analizan para caracterizar un sustrato son las densidades real y aparente, la porosidad y la granulometría.

La densidad real relaciona el peso y el volumen, excluyendo el espacio poroso, mientras que la densidad aparente es una relación entre el peso de las partículas y el volumen total (Pire y Pereira, 2003). La densidad real de los sustratos se encuentra entre 1,45 y 2,65 g/mL (Valenzuela et al., 1998, p. 46). Estos límites representan la densidad real de la materia orgánica y de la materia mineral, respectivamente, por lo que su valor se acercará más a 1,45 g/mL mientras mayor sea el contenido de materia orgánica (Quintero et al., 2011, p. 88).

Por otro lado, la densidad aparente debe ser tan baja como para facilitar la manipulación del sustrato y, al mismo tiempo, tan alta como para permitir un buen anclaje de la planta (Pire y Pereira, 2003). Valenzuela et al. (1998) recomiendan un valor inferior a 0,4 g/mL (p. 46); sin embargo, otros autores toman en cuenta el sistema de cultivo luego del trasplante para recomendar su valor. La densidad aparente puede ser de hasta 0,15 g/mL, cuando el viento no afecta el cultivo, es decir bajo invernadero (Abad, 2001, p. 141). Por el contrario, si las plantas se desarrollarán a campo abierto deben ser sembradas en materiales con mayor densidad, cuyo valor esté entre 0,50 y 0,75 g/mL (Quintero et al., 2011, p. 88).

Con respecto a la porosidad, esta propiedad afecta a la conductividad hidráulica, la difusividad de gases y el crecimiento de las raíces. El sistema radicular crece principalmente en los macroporos y por tanto, estos se llenan de forma progresiva, lo que incrementa la capacidad de retención de agua (Cannavo y Michel, 2013, p. 11). Para el buen crecimiento de las plantas, se recomienda un espacio poroso total superior al 85 % (Valenzuela et al., 1998, p. 46). No obstante, si bien el contenido de poros es influyente, el tamaño de los mismos tiene igual o mayor importancia y está determinado por la granulometría.

Los sustratos con granulometría gruesa tienen buen drenaje y aireación, pero baja capacidad de retención de agua; por el contrario, los de granulometría fina tienen buena capacidad de retención de agua pero aumentan la probabilidad de asfixia por el mal drenaje (Cannavo y Michel, 2013, p. 20).

El intervalo óptimo de tamaño de fibra se encuentra entre 0,25 y 2,50 mm, que equivale a tener poros con una dimensión entre 30 y 300 μm , los cuales confieren adecuada aireación y retienen suficiente agua fácilmente disponible (Moreno, 2008, p. 402; Abad, 2001, p. 141). Según Briz (2004), el sustrato destinado para el uso en semilleros debe tener una proporción mayor al 90 % de fibra con tamaños inferiores a 6 mm y un tamaño máximo de fibra de 38 mm (p. 217).

En cuanto a las propiedades biológicas, una característica esencial que deben presentar los materiales orgánicos que van a ser empleados como sustratos, es

tener estabilidad biológica. Si no cumplen este requisito, los materiales continúan degradándose dentro de los recipientes, lo que puede ocasionar un ambiente reductor en la rizósfera, liberación de sustancias fitotóxicas y cambios de las propiedades físicas (Moreno, 2008, p. 405).

Un indicador de la madurez y estabilidad de la materia orgánica es la relación C/N; si su valor es superior a 30, el material resulta tóxico y causa la muerte de las plantas, mientras que, un valor inferior a 20 es considerado ideal para el cultivo en sustratos (Herrera et al., 2008, p. 289). Debido a la naturaleza de los análisis que se realizan para determinar este índice, otros autores consideran a la relación C/N dentro de las propiedades químicas de los sustratos.

1.4. USO DE TURBA Y ESTIÉRCOL BOVINO COMO SUSTRATO

La turba es el material vegetal parcialmente descompuesto que se forma en medios ácidos, generalmente en áreas pantanosas. Puede estar compuesta por vegetación palustre (árboles, hierbas, hongos) y otro tipo de restos orgánicos como insectos y animales. Su componente principal es el esfagno, llamado también musgo de turbera (Roppola, Kuokkanen, Kujala y Kuokkanen, 2008, p. 60).

En general, la turba de musgo es un medio de cultivo ampliamente utilizado, ya sea solo (Tamura, Hashidoko, Ogita, Limin y Tahara, 2008, p. 576; Kauth, Vendrame y Kane, 2006, p. 93) o en mezclas (Shiau, Nalawade, Hsai y Tsay, 2005, p. 342).

La técnica de riego a utilizar en la turba depende del tamaño de partícula. El riego clásico es adecuado en partículas finas, mientras que el riego subterráneo (subirrigación) es apropiado para una partícula gruesa, es decir mayor a 20 mm (Cannavo y Michel, 2013, p.11).

Debido al alto precio de la turba, especialmente en países que carecen de ella, y porque su disponibilidad en un futuro es incierta por las limitaciones ambientales, se está reemplazando gradualmente su uso como medio de crecimiento por otros materiales, como por ejemplo la corteza de pino, lodos residuales, residuos de la fabricación de papel (Mañas, Castro, Vila, y de las Heras, 2010, p. 521), compost y aserrín de coco (Fernández, Urdaneta, Silva, Poliszuk y Marín, 2006, p. 189).

Por otro lado, el estiércol de ganado es muy utilizado por los agricultores como enmienda para el suelo (Mundus, Menezes, Neergaard y Garrido, 2008, p. 61). Para mejorar la disponibilidad del nitrógeno se realiza, de forma previa, un proceso de compostaje donde el nitrógeno orgánico del estiércol fresco se descompone por microorganismos y se transforma en amonio, el cual se oxida a nitrato a través de la nitrificación (Oishi, Tada, Asano, Yamamoto, Suyama y Nakai, 2012, p. 787).

El proceso de compostaje demora al menos 6 meses y requiere mezclar el material de forma frecuente, lo que significan posibles pérdidas de nutrientes como NH_3 . Se puede realizar también vermicompost con lombrices de tierra para digerir el material en un menor tiempo; este proceso dura 2 meses y reduce el número de patógenos al igual que el efecto obtenido en el compostaje por el incremento de temperatura (Contreras, Escamilla y Dendooven, 2005, pp. 190, 191).

Debido a que estos procesos demandan varios meses y puesto que sus productos han sido utilizados principalmente como aditivos del suelo, Liao, Frear, Oakley y Chenb (2010) propusieron usar estiércol de ganado lechero como medio de crecimiento de plantas, con una tecnología de corta duración en el que realizaban lavados del estiércol en lechos de lixiviación para eliminar los remanentes indeseables de la digestión y los patógenos que se encuentran de manera mayoritaria en la superficie (p. 283).

El uso de estiércol como sustrato es un tema de investigación en el que incluso se han llegado a desarrollar patentes, como es el caso de MacConnell (2006), que

planteó el uso de estiércol digerido anaeróticamente como sustrato para crecimiento de plantas de viveros e invernaderos industriales. El producto tiene disponibilidad de hierro y manganeso para el crecimiento y mantenimiento de las plantas y el ajuste de pH se realizó con un tratamiento con azufre elemental (p. 1).

2. PARTE EXPERIMENTAL

2.1. OBJETIVOS

2.1.1. OBJETIVO GENERAL

- Evaluar la capacidad germinativa de diferentes dosis de Fosfirend en la producción de plántulas de tomate (*Lycopersicon esculentum*) en diferentes sustratos.

2.1.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Evaluar la capacidad germinativa de Fosfirend y tipo de sustrato sobre el desarrollo de las plántulas de tomate (*Lycopersicon esculentum*).
- Diseñar las instalaciones agrícolas necesarias para la producción de plántulas de tomate (*Lycopersicon esculentum*).
- Determinar los costos de producción de plántulas de tomate (*Lycopersicon esculentum*) para el mejor tratamiento obtenido.

2.2. MATERIALES

- 6 bandejas para germinación de 0,555 x 0,285 x 0,055 m de polipropileno negro con 200 celdillas marca AGRIPAC
- 2 sobres de semillas de tomate cv. Nemo-Netta
- 1 bandeja metálica de 0,700 x 0,400 x 0,045 m
- 3 atomizadores de 1 L
- 1 malla metálica de abertura 0,003 x 0,003 m
- 15 L de turba marca Berger BM2 correspondiente a la ficha técnica mostrada en el Anexo I.

- 15 L de estiércol bovino seco procedente de ganado lechero de Machachi, cuya caracterización química se muestra en el Anexo II.
- 1 probeta de 100 mL
- 48 crisoles
- 48 cajas de Petri de vidrio con tapa.

2.2.1. AGROQUÍMICOS

- Fungicida-bactericida-alguicida Solarium, NEOQUIM
- Oxicloruro de cobre 50 PM, AGROSAD
- Fertilizantes, YARA
- Ácido cítrico, ENSIGN
- Fosfirend, BIOTEX-BIOAGRO
- Surfactante break thru, BASF
- Plaguicida Actara 25 WG, SYNGENTA
- Fungicida-bactericida Phyton 27, MARKETING ARM

2.2.2. EQUIPOS

- Vibrotamiz ATM Arrow
- Balanza SARTORIUS, 620 g, 0,01 g
- Balanza OHAUS, 6 000 g, 1 g
- Balanza METTLER, 10 000 g, 0,1 g
- Balanza analítica BOECO, 210 g, 0,0001 g
- Balanza analítica SCIENTECH, 100 g, 0,0001 g
- Medidor de humedad Soil Master MosserLee
- Registrador de datos electrónico HOBO Pro v2
- Calibrador electrónico STAINLESS HARDENED, 150 mm, 0,01 mm.
- Horno secador POL-EKO-APARATURA, modelo SLW 115 ECO
- Estufa SHEL LAB, modelo 1390FX
- Mufla WiseTherm, modelo FP-12

2.3. GERMINACIÓN DE SEMILLAS Y CRECIMIENTO DE LAS PLÁNTULAS

En esta sección se detallan el diseño experimental, la ubicación del área de experimentación, la metodología para determinar las propiedades físico-químicas de los sustratos, el proceso de siembra y germinación de las semillas, el inicio del proceso fotosintético de las plántulas y la forma de suministro del Fosfirend.

2.3.1. DISEÑO EXPERIMENTAL

Se utilizó un diseño factorial 4 x 3 para estudiar el efecto que tienen el tipo de sustrato manejado y la dosis de Fosfirend aplicada sobre la capacidad germinativa y de desarrollo de las plántulas de tomate (*Lycopersicon esculentum*) cv. Nemo Netta.

Los niveles de las variables de diseño para dosis de Fosfirend fueron 0,0 mL/L, 1,5 mL/L, 2,0 mL/L y 2,5 mL/L y para el tipo de sustrato utilizado fueron turba comercial (T), una mezcla en relación 1:1 en volumen de turba comercial con estiércol bovino (TE) y estiércol bovino (E). Los 12 tratamientos resultantes se muestran en la Tabla 2.1. Cada tratamiento se aplicó a 25 plántulas y se realizó 4 repeticiones.

El modelo matemático del diseño experimental corresponde a la Ecuación 2.1 (Gutiérrez y de la Vara, 2008, p. 134).

$$Y_{ijk} = \mu + \alpha_i + \beta_j + (\alpha\beta)_{ij} + \varepsilon_{ijk} \quad [2.1]$$

Donde:

Y_{ijk} : dato u observación

μ : media general

- α_i : efecto del nivel i del factor A
 β_j : efecto del nivel j del factor B
 $(\alpha\beta)_{ij}$: efecto de la interacción
 ϵ_{ijk} : error aleatorio
i: niveles del factor A
j: niveles del factor B
k: número de repeticiones

Tabla 2.1. Nomenclatura utilizada para los diferentes tratamientos

Número	Tratamiento	Descripción
1	T-0,0	Sustrato: turba. Dosis de Fosfirend aplicada a las plántulas: 0,0 mL/L
2	T-1,5	Sustrato: turba. Dosis de Fosfirend aplicada a las plántulas: 1,5 mL/L
3	T-2,0	Sustrato: turba. Dosis de Fosfirend aplicada a las plántulas: 2,0 mL/L
4	T-2,5	Sustrato: turba. Dosis de Fosfirend aplicada a las plántulas: 2,5 mL/L
5	TE-0,0	Sustrato: turba-estiércol. Dosis de Fosfirend aplicada a las plántulas: 0,0 mL/L
6	TE-1,5	Sustrato: turba-estiércol. Dosis de Fosfirend aplicada a las plántulas: 1,5 mL/L
7	TE-2,0	Sustrato: turba-estiércol. Dosis de Fosfirend aplicada a las plántulas: 2,0 mL/L
8	TE-2,5	Sustrato: turba-estiércol. Dosis de Fosfirend aplicada a las plántulas: 2,5 mL/L
9	E-0,0	Sustrato: estiércol. Dosis de Fosfirend aplicada a las plántulas: 0,0 mL/L
10	E-1,5	Sustrato: estiércol. Dosis de Fosfirend aplicada a las plántulas: 1,5 mL/L
11	E-2,0	Sustrato: estiércol. Dosis de Fosfirend aplicada a las plántulas: 2,0 mL/L
12	E-2,5	Sustrato: estiércol. Dosis de Fosfirend aplicada a las plántulas: 2,5 mL/L

Las variables de respuesta elegidas fueron el porcentaje y tasa de germinación, altura de la plántula, diámetro del tallo en la base, índice de robustez, número de hojas verdaderas, biomasa fresca y seca (total y de la raíz), calidad de adobe y presencia de enfermedades.

Los datos obtenidos se procesaron en el paquete estadístico Statgraphics Centurion XVI. Se realizó un ANOVA y para determinar diferencias estadísticamente significativas entre pares de medias se realizó una prueba de rangos múltiples LSD. De forma previa se analizó los supuestos de normalidad, varianza constante e independencia.

2.3.2. UBICACIÓN GEOGRÁFICA DEL ÁREA EXPERIMENTAL

El trabajo experimental se realizó dentro de un invernadero multicapilla de techo curvo con ventilación cenital, cuyas coordenadas geográficas son latitud 0° 20' 20,07" N y longitud 78° 8' 35,64" O.

La evaluación de los parámetros de calidad de los plantines correspondientes a la altura, diámetro del tallo, número de hojas verdaderas y biomasa (fresca y seca) se llevaron a cabo en el Laboratorio de Bioprocesos, perteneciente al Departamento de Ciencias de Alimentos y Biotecnología de la EPN.

La granulometría de los sustratos se determinó en el Laboratorio del Departamento de Metalurgia Extractiva de la EPN, mientras que la densidad real, densidad aparente, porosidad, pH, conductividad eléctrica (C.E.) y contenido de macro y microelementos se determinaron en los laboratorios de Suelos y de Fertilizantes pertenecientes a AGROCALIDAD.

2.3.3. DETERMINACIÓN DE PROPIEDADES FÍSICO-QUÍMICAS DE LOS SUSTRATOS

En esta sección se detalla la metodología empleada para la determinación de las propiedades físicas correspondientes a la densidad aparente (D_a), densidad real (D_r), porosidad (P) y granulometría, así como de las propiedades químicas materia orgánica (M.O) y cenizas (c). El pH se midió en soluciones 1:2 y 1:5 utilizando el potenciómetro, luego se procedió a filtrar las soluciones para medir la conductividad eléctrica (C.E.) con el conductímetro. El contenido de macro y microelementos se determinó con los métodos analíticos manejados en los laboratorios de AGROCALIDAD, los cuales se basan en los métodos AOAC 993.13, 965.09, 945.04 y 955.04.

2.3.3.1. Preparación de las muestras

Se realizó una homogenización y cuarteo de cada uno de los sustratos para tomar muestras de aproximadamente 300 g, las mismas que se deshidrataron como se indica en la Norma ASTM D2974-13.

2.3.3.2. Densidad aparente

La densidad aparente se determinó mediante gravimetría, para lo cual se pesó una probeta de 100 mL vacía, luego se colocó el sustrato a analizar hasta llenar los 100 mL y se volvió a pesar. Posteriormente, se calculó el valor de la D_a con la ecuación 2.1.

$$D_a = \frac{(W_2 - W_1)}{V} \quad [2.1]$$

Donde:

- D_a : densidad aparente (g/mL)
- W_1 : peso de la probeta vacía (g)
- W_2 : peso de la probeta con la muestra (g)
- V : volumen de la probeta (mL)

2.3.3.3. Densidad real

Debido a que los sustratos tienen un alto contenido de materia orgánica, la densidad real se estimó de forma indirecta a partir del contenido de cenizas. Inicialmente se determinó la materia orgánica y el contenido de cenizas de cada uno de los sustratos por calcinación a 450 °C por 5 horas (Moreno, 2008, p. 295). Los análisis se realizaron por triplicado.

Los cálculos para obtener el porcentaje de cenizas y el porcentaje de materia orgánica se realizaron con las Ecuaciones 2.2. y 2.3, respectivamente. Luego se calculó la D_r con la Ecuación 2.4 (Domínguez, 2010, p. 55).

$$c = \frac{(W_5 - W_3)}{(W_4 - W_3)} \times 100 \quad [2.2]$$

Donde:

c: cenizas (%)

W_3 : peso del crisol (g)

W_4 : peso del crisol con la muestra (g)

W_5 : peso del crisol con la muestra calcinada (g)

$$M.O. = 100 - c \quad [2.3]$$

Donde:

M.O.: materia orgánica (%)

c: cenizas (%)

$$D_r = \frac{100}{\frac{M.O.}{1,45} + \frac{c}{2,65}} \quad [2.4]$$

Donde:

D_r : densidad real (g/mL)

M.O.: materia orgánica (%)

c: cenizas (%)

2.3.3.4. Porosidad

Una vez determinadas la densidad real y la densidad aparente, la porosidad se obtuvo con la Ecuación 2.5 (Ortega, Sánchez, Díaz y Ocampo, 2010, p. 367).

$$P = \left(1 - \frac{D_a}{D_r}\right) \times 100 \quad [2.5]$$

Donde:

P: porosidad (%)

D_a: densidad aparente (g/mL)

D_r: densidad real (g/mL)

2.3.3.5. Granulometría

La granulometría de los sustratos se determinó con un vibrotamiz. La serie de tamices utilizada se presenta en la Tabla 2.2. La muestra se agitó por 15 minutos y se pesó la fracción de sustrato retenido en cada uno de los tamices.

Tabla 2.2. Número de mesh del sistema ASTM y luz de malla (cuadrada)

USA standar ASTM E 11-62	Luz de malla (μm)
10	2 000
16	1 190
18	1 000
25	707
40	420
50	297

La clasificación granulométrica realizada se muestra en la Tabla 2.3, esta se basó en la clasificación comercial de fibra encontrada en la ficha técnica del Anexo I y para determinar su proporción se utilizó la Ecuación 2.6.

Tabla 2.3. Clasificación granulométrica de la fibra

Fibra Gruesa	Fibra Media	Fibra Fina	Extra Fina
> 10 mesh	10 - 18 mesh	18 - 50 mesh	< 50 mesh
> 2 000 μm	1 000 - 2 000 μm	1 000 - 2 000 μm	< 297 μm

$$F = \frac{pr}{prt} \times 100 \quad [2.6]$$

Donde:

F: fibra gruesa, media, fina o extra fina (%)

pr: peso retenido en la malla de luz determinada (g)

prt: sumatoria del peso retenido en todas las mallas (g)

2.3.4. SIEMBRA Y GERMINACIÓN DE LAS SEMILLAS

El proceso empezó con la desinfección de las bandejas, para lo cual se lavaron con agua las mismas y se las colocó en un tanque de desinfección que contenía una solución de 0,4 g/L del desinfectante Solarium por un período de 10 minutos; transcurrido este tiempo se escurrieron y se las dejó secar sobre repisas.

A continuación, se llevó a cabo la preparación de los sustratos. Esta consistió en tamizar el estiércol bovino en la malla metálica de abertura de 3 mm, con lo que se obtuvo el sustrato E. Luego se separó una cantidad de 5 L y se mezcló con la turba comercial en una proporción 1:1 en volumen para obtener 10 L del sustrato TE. En el Anexo III se pueden visualizar los sustratos empleados.

Posteriormente, se humectó y desinfectó al mismo tiempo cada uno de los sustratos con una solución de 1 g/L de oxiclورو de cobre. Se humectó de tal forma que el medidor de humedad, en una escala de 10, marque un valor entre 7 y 8, para lo cual se utilizó las cantidades de solución siguientes:

- 1,20 L para 5 L del sustrato T
- 1,50 L para 5 L del sustrato TE
- 1,75 L para 5 L del sustrato E

Se realizaron dos siembras, la primera el 17 de septiembre y la segunda el 24 de septiembre. Para la siembra se llenaron las bandejas con cada uno de los sustratos y se verificó que las cavidades estén completamente llenas. Después, se apisonó con la estructura metálica de la Figura AIV.1 para dejar en cada celda un espacio libre de cabeza de aproximadamente 7 mm, donde se colocó 1 semilla. Inmediatamente se tapó con el sustrato y se volvió a apisonar para asegurar el contacto con la semilla.

Acto seguido, se pesaron las bandejas, se las tapó con una lámina de polietileno y se colocaron en un cuarto de germinación a una temperatura de 25 ± 2 °C, en total oscuridad. La humedad relativa del germinador se encontró en un 65 ± 15 %.

2.3.5. INICIO DEL PROCESO FOTOSINTÉTICO Y SUMINISTRO DE FOSFIREND

A partir del 4 día después de la siembra (DDS), luego de visualizar el apareamiento del arco hipocotíleo de al menos una plántula en cada bandeja, se retiraron las láminas de polietileno y se ubicaron las bandejas sobre mesones de malla dentro del invernadero, para dar inicio al proceso fotosintético de la plántula.

Al 5 DDS inició el suministro de Fosfirend, para lo cual se preparó un litro de solución por cada dosis. Para ello se utilizó agua previamente tratada con ácido cítrico para ajustar el pH a 6,0. Además, se añadieron 0,5 mL/L de surfactante para disminuir la tensión superficial de la solución y mejorar así su penetración. El producto se aplicó mediante atomización manual, pasando un día, hasta que se observaron 4 hojas verdaderas.

Entre el 5 y el 8 DDS se contabilizó el número de plántulas que emergieron del sustrato, correspondiente al estadio 09 de la escala BBCH mostrada en el Anexo V y el número de plántulas con las hojas cotiledonales totalmente desplegadas, correspondiente al estadio 10 de la misma escala. Adicionalmente, los estadios contabilizados se encuentran representados gráficamente en la Figura AV.2.

El suministro de agua y nutrientes se realizó cada 3 días mediante subirrigación, para lo cual se colocó la bandeja de germinación dentro de la bandeja metálica que contenía la solución nutritiva hasta observar húmeda la superficie, luego se colocó la bandeja en el mesón de malla y se dejó escurrir el exceso hasta obtener capacidad de contenedor.

Diariamente se observó cada una de las plántulas para identificar la posible presencia de plagas o enfermedades. Como medida preventiva para el control de plagas, al inicio de la experimentación, se colocaron fuera del invernadero bandas plásticas color amarillo y azul untadas con aceite y a los 15 DDS se aplicó, con una bomba de mochila, 0,5 g/L del plaguicida Actara 25 WG a todas las plántulas de los diferentes tratamientos. Las trampas colocadas fuera del invernadero se pueden observar en la Figura AIV.2. Adicionalmente, a los tratamientos T-0,0, TE-0,0 y E-0,0 se les suministró 0,5 mL/L del fungicida-bactericida Phyton como control preventivo de enfermedades.

En el invernadero se llevó a cabo el manejo de las cortinas, levantándolas en la mañana y cerrándolas en la tarde o cuando se presentaba un descenso de la temperatura. Además, se colocó sarán al 65 % en las horas con mayor intensidad de calor entre las 11 y las 3 de la tarde.

Se llevó un registro diario de la temperatura y humedad relativa dentro y fuera del invernadero con el registrador de datos electrónico. Los datos de humedad relativa (HR) y temperatura fueron procesados en el software HOBOWare Pro versión 3.0.0. Dentro del invernadero la temperatura promedio se mantuvo entre 17 y 21 °C y la HR promedio entre 62 y 90 %, mientras que fuera del invernadero

la temperatura promedio se encontró entre 14 y 20 °C y la HR promedio entre 54 y 94 %. Los registros de temperatura y HR se encuentran en el Anexo VI.

2.4. EVALUACIÓN DE LA CAPACIDAD GERMINATIVA Y DEL CRECIMIENTO DE LAS PLÁNTULAS

2.4.1. EVALUACIÓN DE LA CAPACIDAD GERMINATIVA

En esta evaluación no se tomará de forma estricta la definición de germinación, sino que se considerará a la emergencia de la plántula (caracterizada a través de la escala BBCH) como germinación.

2.4.1.1. Porcentaje de germinación

El porcentaje de germinación de las plántulas por tratamiento se calculó con la Ecuación 2.7, a partir del conteo realizado como se indicó en la sección 2.3.5.

$$g = \frac{n}{N} \times 100 \quad [2.7]$$

Donde:

g: germinación (%)

n: número total de plántulas que emergieron del sustrato

N: número de semillas sembradas

2.4.1.2. Tasa de germinación

Según Bewley et al. (2013) la tasa de germinación se obtiene a partir de la Ecuación 2.8 y el tiempo medio para completar la germinación se obtiene a partir de la Ecuación 2.9 (p. 139).

$$tg = \frac{1}{tm} \quad [2.8]$$

Donde:

tg: tasa de germinación (d^{-1})

tm: tiempo medio para completar la germinación (d)

$$tm = \frac{\sum(t \times n)}{\sum n} \quad [2.9]$$

Donde:

tm: tiempo medio para completar la germinación (d)

n: número de semillas germinadas en el día t

t: tiempo a partir del día de la siembra (d)

2.4.2. EVALUACIÓN DEL CRECIMIENTO DE LAS PLÁNTULAS

Para realizar la evaluación del crecimiento de las plántulas se tomó una muestra aleatoria de 10 plántulas a los 10 y 30 DDS.

A los 10 DDS se descartaron las plántulas cuyos cotiledones aún se encontraban dentro de la semilla, como se observa en la Figura AVII.1, mientras que a los 30 DDS se tomaron únicamente las plántulas productivas cuya imagen se encuentra en la Figura AVII.2, es decir, se excluyeron las plántulas ciegas, no productivas o no desarrolladas, como las presentadas en la Figura AVII.3. Posteriormente se continuó con las evaluaciones.

2.4.2.1. Altura de la plántula

Se tomaron 10 plántulas de cada tratamiento por repetición y con un calibrador electrónico se determinó la longitud del tallo desde la base hasta el inicio del meristemo apical. La Figura AVIII.1 muestra los límites para la medición.

2.4.2.2. Diámetro del tallo de la plántula

A las 10 plántulas, tomadas como muestra anteriormente, se les determinó el diámetro del tallo en la base utilizando el calibrador electrónico. La Figura AVIII.2 indica el lugar de la medición.

2.4.2.3. Índice de robustez

Con los datos de altura y diámetro obtenidos a los 30 DDS se calculó el índice de robustez de las plántulas con la Ecuación 2.10 (Herrera et al., 2008, p. 288).

$$IR = \frac{H}{D} \quad [2.10]$$

Donde:

IR: Índice de robustez

H: Altura (mm)

D: Diámetro en la base del tallo (mm)

2.4.2.4. Número de hojas verdaderas

A las 10 plántulas se les contabilizó el número de hojas verdaderas con base a la escala BBCH, a partir del estadio 11. La forma de contabilización de las hojas se indica en la Figura AVIII.3.

2.4.2.5. Biomasa fresca y seca

Se tomó de forma aleatoria la mitad de las plántulas muestreadas, formando una muestra compuesta de 5 plántulas. Se lavaron las raíces para eliminar el sustrato y poder observar el desarrollo de las mismas.

Posteriormente, se determinó el peso fresco total y de las raíces de las plántulas en la balanza analítica.

El peso seco se determinó con el método estándar de secado al horno, deshidratándolas a una temperatura de 65 °C hasta obtener peso constante (Gupta, Chandra, Samuel, Singh, Singh y Garg, 2012, p. 364).

Los ensayos de peso seco de las plántulas de 10 DDS se realizaron en crisoles, mientras que los ensayos de peso seco de las plántulas al final del ensayo se realizaron en cajas de Petri.

2.5. DISEÑO DE LAS INSTALACIONES

Las diferentes áreas de las instalaciones se diseñaron para una producción mensual de 1 100 000 plántulas de tomate (incluye 10 % de imprevistos), para lo cual se tomó en cuenta el proceso productivo de la Figura 2.1.

2.6. COSTOS DE PRODUCCIÓN

Se estimó el costo para la producción de 1 100 000 plántulas de tomate cv. Nemo Netta bajo invernadero para el mejor tratamiento obtenido, considerando los costos de semillas, sustrato, bandejas, agroquímicos, equipos y otros insumos involucrados en el proceso productivo, así como también los costos por mano de obra y por construcción de las instalaciones agrícolas.

El costo por mano de obra se estimó tomando en cuenta el salario mínimo sectorial y el número de trabajadores de la empresa. Para ello, se elaboró una planificación de la producción mediante un diagrama de Gantt y un organigrama de la empresa.

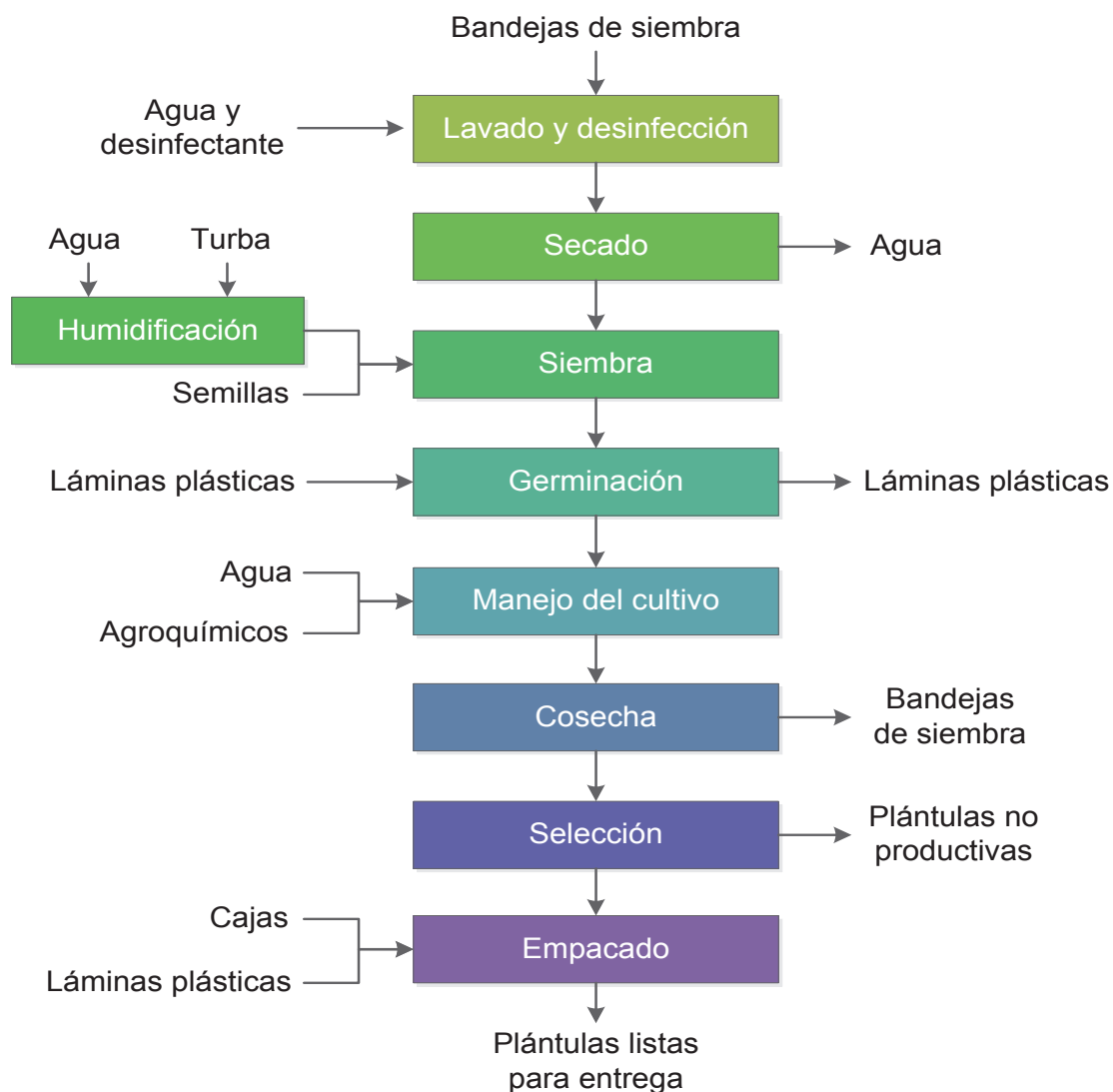


Figura 2.1. Proceso para la producción de plántulas de tomate

La planificación de la producción se planteó para 20 días laborables mensuales de 8 h, que para cubrir la producción deseada equivaldría a la siembra de 275 bandejas diarias.

Además con la cantidad de plántulas a producir se seleccionó la capacidad de los equipos y se elaboró una hoja de especificación para cotizar los mismos.

3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1. GERMINACIÓN DE SEMILLAS Y CRECIMIENTO DE LAS PLÁNTULAS

En esta sección se muestran los resultados de la caracterización físico-química de los sustratos turba comercial (T), estiércol bovino seco (E) y de la mezcla de turba y estiércol bovino seco (TE). Además, se encuentran el análisis del agua de riego y la composición química del Fosfirend.

3.1.1. PROPIEDADES FÍSICO-QUÍMICAS DE LOS SUSTRATOS

Las características físicas de los sustratos se enlistan en la Tabla 3.1, exceptuando la granulometría que se encuentra en la Tabla 3.2. Estas propiedades son el resultado del desarrollo de la metodología descrita en el acápite 2.3.3.

Tabla 3.1. Propiedades físicas de los sustratos

Parámetro	Sustrato		
	Turba (T)	Turba- Estiércol (TE)	Estiércol (E)
Da (g/mL)	0,10	0,40	0,63
Dr (g/mL)	1,68	2,22	2,27
P (%)	94,0	82,0	72,2

Da: densidad aparente, Dr: densidad real, P: porosidad

Tabla 3.2. Granulometría de los sustratos

Sustrato	GRANULOMETRÍA			
	Fibra Gruesa (%)	Fibra Media (%)	Fibra Fina (%)	Extra Fina (%)
	> 2 000 μm	1 000 - 2 000 μm	297 - 1 000 μm	< 297 μm
T	9,8	21,1	41,0	28,1
TE	14,8	31,6	28,0	25,7
E	11,6	27,0	25,3	36,2

Según Valenzuela et al. (1998), para el buen crecimiento de las plantas, los sustratos deben tener los siguientes valores en sus propiedades físicas, una densidad real (D_r) entre 1,45 y 2,65 g/mL, una densidad aparente (D_a) inferior a 0,4 g/mL, y un espacio poroso total (P) superior al 85 % (p. 46).

En cuanto a la densidad real, los tres sustratos se encuentran dentro del rango establecido entre 1,45 y 2,65 g/mL; estos límites representan la densidad real de la materia orgánica y de la materia mineral, respectivamente. La D_r se acercará más al valor de 1,45 g/mL mientras mayor sea el contenido de materia orgánica (M.O.) (Quintero et al., 2011, p. 88).

La D_r del sustrato T fue de 1,68 g/mL, la del sustrato TE 2,22 g/mL y la del sustrato E 2,27 g/mL, lo que quiere decir que la turba tuvo un contenido mayor de materia orgánica en comparación con los otros sustratos. Esto se puede comprobar con las propiedades químicas de la Tabla 3.3, donde se indica que el sustrato T tuvo un contenido mayor de M.O. con un 70 %, en contraste con TE y E, cuyo contenido fue de alrededor del 20 %.

Con respecto a la densidad aparente, si se toma en cuenta el valor indicado por Valenzuela et al. (1998), de los 3 sustratos, solo T cumple el requisito de tener una D_a inferior a 0,4 g/mL, TE está en el límite recomendado y E tiene un valor superior. Esto implica que el manejo del sustrato E presentará más dificultades, ya que su peso es mayor para un mismo volumen en comparación con los sustratos TE y T. Sin embargo, si se analiza en función del anclaje de la planta, Quintero et al. (2011) recomiendan el uso de sustratos más densos para una producción destinada al trasplante a campo abierto, con una D_a entre 0,50 y 0,75 g/mL (p. 88), por lo que E con 0,63 g/mL sería el medio más adecuado para la producción de plantines que van a trasplantarse bajo este sistema de cultivo.

El sustrato destinado para el uso en semilleros debe tener una proporción mayor al 90 % de fibra con tamaños inferiores a 6 mm y un tamaño máximo de 38 mm (Briz, 2004, p. 217). El análisis granulométrico realizado a los tres sustratos confirma su idoneidad para ser empleados en semilleros, ya que el tamaño de

fibra fue inferior a 6 mm. Esto se debe a que dentro del procesamiento de la turba se incluye un proceso de molienda y tamizado, mientras que para la preparación del sustrato bovino, el estiércol se tamizó en una malla con aberturas de 3 mm. No obstante, hay que considerar que la granulometría determina la retención de agua y la porosidad, que son parámetros que realmente influyen en el éxito del uso de un sustrato en semilleros.

En cuanto a la porosidad, únicamente T tuvo un adecuado espacio poroso total, es decir mayor al 85 % (Abad, 2001, p. 138; Valenzuela et al., 1998, p.46). Al tener este sustrato una porosidad alta, facilitaría la penetración de las raíces, además de que existirían más sitios de intercambio de gases y de almacenamiento de agua. Por el contrario, TE y E presentarían limitaciones para el desarrollo del sistema radicular y de la plántula en general, aunque TE en menor grado que E.

Si bien la cantidad de poros es importante, se debe considerar también su tamaño. Para una adecuada aireación y retención de agua fácilmente disponible, se requieren poros con una dimensión entre 30 y 300 μm , que corresponden a un tamaño de fibra entre 0,25 y 2,50 mm (Moreno, 2008, p. 402; Abad, 2001, p. 141). Estos valores prácticamente corresponden a la fibra media y fibra fina reportados en la Tabla 3.2 de granulometría de los sustratos. El mayor porcentaje de tamaño óptimo de fibra se encontró en T con un 62,1 %, seguido de TE con un 59,6 % y luego E con un 52,3 %. Entonces, en cuanto a aireación y disponibilidad de agua para las plántulas, el sustrato T ofrece las mejores condiciones entre los tres, por lo que se esperaría un mejor desarrollo de los plantines en el sustrato comercial.

No obstante, hay que analizar también las propiedades químicas de los medios de desarrollo, las cuales se encuentran en la Tabla 3.3. Tanto la materia orgánica (M.O.) como el contenido de cenizas (c) se obtuvieron según la metodología descrita en el acápite 2.3.3.3, mientras que el contenido de macro y micro nutrientes, así como el pH, conductividad eléctrica (C.E.) y relación carbono/nitrógeno (C/N) se obtuvieron de análisis de laboratorio de los sustratos, cuyos resultados se muestran en el Anexo II.

Los resultados mostraron que el pH de los componentes de los sustratos son muy diferentes, siendo T fuertemente ácido (5,10) y E ligeramente alcalino (7,61), mientras que al mezclarlos para formar el medio TE se obtuvo un pH próximo a la neutralidad (6,76). El pH está estrechamente relacionado con la disponibilidad de los nutrientes, por lo que las plántulas desarrolladas en el sustrato E podrían presentar problemas asociados a deficiencias nutricionales. Esto se discutirá con más detalle en el acápite 3.2.

Los análisis químicos del sustrato bovino muestran que el material era maduro y estable al tener la relación C/N un valor inferior a 20, por lo que, el utilizarlo como sustrato en E y TE no representa un peligro de toxicidad para las plántulas.

Tabla 3.3. Propiedades químicas de los sustratos

Parámetro	Sustrato		
	T	TE	E
M.O. (%)	70,0	23,3	20,3
c (%)	30,0	76,7	79,7
pH (1:2)	5,10	6,76	7,61
C.E. 1:2 (dS/m)	0,83	3,40	4,08
C.E. 1:5 (dS/m)	0,37	0,77	1,96
N total (%)	0,68	0,60	0,58
P ₂ O ₅ (%)	0,06	0,69	0,76
K ₂ O (%)	0,11	0,73	0,76
Ca (%)	1,13	0,77	0,60
Mg (%)	1,78	0,70	0,40
Fe (%)	0,53	1,26	1,33
Cu (ppm)	4,40	18,71	55,21
Zn (ppm)	44,92	119,58	123,04
Mn (ppm)	93,73	618,44	724,89
Na (ppm)	209,83	298,52	304,80
C/N	ND*	ND*	15,8

*ND: No determinado

Puesto que no se realizó un riego diario que lixivie las sales de los sustratos, se determinó la C.E. de una solución acuosa 1:5 y una solución 1:2 para analizar el efecto de la concentración de la solución del sustrato por la evapotranspiración. Inicialmente la C.E. de los sustratos fue inferior al umbral de 2,5 dS/m y por tanto, no representaría un problema para el desarrollo de los plantines. No obstante, al concentrarse la solución (relación 1:2) la C.E. de TE sobrepasó con 0,9 dS/m el límite permitido, mientras que la C.E. de E sobrepasó dicho umbral con 1,58 dS/m, por lo que las plántulas establecidas en estos sustratos podrían presentar problemas por estrés salino y se reduciría su rendimiento en un 9 % y 15 % respectivamente, debido a que una vez que se supera los 2,5 dS/m, las plántulas reducen su rendimiento entre un 9 y 10 % por cada dS/m adicional (Singh et al., 2012, p. 50).

Debido a que las propiedades físico-químicas de los sustratos señalan que la turba comercial presenta mejores características en cuanto a aireación, capacidad de retención de agua, salinidad y mayor disponibilidad de nutrientes, se esperaría un mejor desarrollo de los plantines en el sustrato control. La forma en que afectó cada una de las propiedades físico-químicas la germinación de las semillas, emergencia y crecimiento de los plantines se discute en el acápite 3.2.

3.1.2. ANÁLISIS FÍSICO-QUÍMICO DEL AGUA

En el Anexo IX se muestran las características del agua utilizada en el proceso de siembra y en el posterior manejo del cultivo para el desarrollo de los plantines. Para analizar la calidad de agua de riego por el método indicado por Ayers y Westcot (1994), cuyas directrices se muestran en la Tabla AIX.1, se realizaron los cálculos respectivos y se reportaron los parámetros en la Tabla 3.4.

De acuerdo a la Tabla AIX.1, la calidad del agua de riego dada por el RAS y la C.E. no representa riesgo de disminución de la tasa de infiltración de agua en el suelo, por lo que no existe restricción de su uso en cuanto a la infiltración. Por el contrario, la salinidad, dada por la C.E., afectaría la disponibilidad de agua para

los plantines de forma ligera o moderada; no obstante, no presentaría riesgo de toxicidad por los iones Na^+ o cloruro Cl^- .

Tabla 3.4. Parámetros para evaluar la calidad del agua de irrigación

Análisis	Resultado
Conductividad eléctrica (C.E.), dS/m	1,21
Na, meq/L	4,17
Ca, meq/L	2,18
Mg, meq/L	3,43
Cloruro, meq/L	2,30
Dureza total (CaCO_3), meq/L	5,60
RAS*	2,49

*RAS: relación de adsorción de sodio (relaciona el contenido de Na, Ca y Mg)

Se debe considerar que para realizar los riegos por subirrigación se acidificó el agua, que originalmente presentaba un pH de 7,4, para evitar la precipitación de los ingredientes activos de los fertilizantes añadidos, por lo que las bases carbonatadas contenidas en el agua (como el CaCO_3) no representarían problema alguno.

La influencia de estos parámetros en la germinación de las semillas, pos-germinación y crecimiento de las plántulas se discute en el acápite 3.2.

Por otra parte, al seleccionar el sistema de riego por subirrigación, no se presentarían inconvenientes en cuanto a obstrucciones o taponamientos, como sucede con otros tipos de riego que involucran la salida del agua por aberturas muy pequeñas. Por lo que la cantidad de sólidos suspendidos, sólidos disueltos, manganeso y hierro presentados en la Tabla 3.5 no representan una restricción de uso del agua.

Tabla 3.5. Parámetros para evaluar la calidad del agua en cuanto al sistema de riego

Análisis	Resultado
Sólidos suspendidos, mg/L	20,00
Sólidos disueltos, mg/L	792,00
Mn, mg/L	0,00
Fe, mg/L	0,24
PH	7,40

3.1.3. COMPOSICIÓN QUÍMICA DEL FOSFIREND

El agroquímico Fosfirend está formulado con base a los ingredientes activos que se indican en la Tabla 3.6.

Tabla 3.6. Composición química del Fosfirend

Ingrediente Activo	% (p/v)
Quitosano (Poli-D-Glucosamina)	1,7
Fósforo (P ₂ O ₅)*	8,9
Potasio (K ₂ O)	9,2

*103 g de fosfito por litro de fosfirend
(Biorend, 2013)

Con esta información, se conoce que las dosis de Fosfirend aplicadas a las plántulas de 1,5 mL/L, 2 mL/L y 2,5 mL/L, equivalen a aplicar concentraciones de 0,026 mg/mL, 0,034 mg/mL y 0,043 mg/mL de quitosano y concentraciones de 0,1545 mg/mL, 0,2060 mg/mL y 0,2575 mg/mL de fosfito de potasio. Las transformaciones realizadas para reportar las equivalencias de concentración se encuentran en el Anexo X.

3.2. EVALUACIÓN DE LA CAPACIDAD GERMINATIVA Y DEL CRECIMIENTO DE LAS PLÁNTULAS

En la presente sección se muestran los resultados de las variables de respuesta medidas, separadas en dos partes. El acápite 3.2.1. se enfoca en la germinación de la semilla, mientras que el acápite 3.2.2 está enfocado al crecimiento de la plántula. Los resultados del ANOVA y de la prueba LSD se muestran en el Anexo XI.

3.2.1. EVALUACIÓN DE LA CAPACIDAD GERMINATIVA

A continuación se encuentran los resultados del porcentaje de germinación y de la tasa de germinación de las semillas de tomate, seguidos de una discusión de como afectaron las propiedades físico-químicas de los sustratos y la calidad del agua a estas dos variables de respuesta.

3.2.1.1. Porcentaje de germinación

Los porcentajes de germinación alcanzados por los diferentes tratamientos a los 5, 6, 7 y 8 DDS se indican en la Tabla 3.7. Estos resultados se obtuvieron con el desarrollo del procedimiento indicado en la sección 2.4.1.1.

Los resultados del ANOVA indican que no existió un efecto en el porcentaje de germinación por causa de la interacción de los factores analizados, ni por la dosis de Fosfirend suministrada.

Con respecto a las dosis de Fosfirend, no hubo un efecto debido a que únicamente se realizaron 2 aplicaciones hasta finalizar el conteo (al 5 y 7 DDS), ya que el suministro del producto se realizó pasando un día a la par del inicio del proceso fotosintético de las plántulas. Por tanto, la acumulación del agroquímico no influyó en el proceso germinativo.

Tabla 3.7. Porcentaje de germinación acumulado a los 5,6,7 y 8 DDS

TRATAMIENTO	DDS			
	5	6	7	8
T-0,0	69 ± 17 a	91 ± 7 a	96 ± 6 a	97 ± 4 a
T-1,5	67 ± 20 a	92 ± 9 a	95 ± 4 a	97 ± 4 a
T-2,0	74 ± 23 a	96 ± 6 a	97 ± 4 a	97 ± 4 a
T-2,5	61 ± 15 a	91 ± 8 a	95 ± 2 a	95 ± 2 a
TE-0,0	35 ± 23 b	85 ± 7 b	95 ± 2 b	96 ± 0 b
TE-1,5	32 ± 16 b	76 ± 14 b	87 ± 8 b	88 ± 7 b
TE-2,0	38 ± 23 b	84 ± 7 b	91 ± 5 b	95 ± 2 b
TE-2,5	33 ± 16 b	81 ± 10 b	89 ± 9 b	91 ± 7 b
E-0,0	19 ± 23 cb	60 ± 12 c	87 ± 5 c	89 ± 7 cb
E-1,5	22 ± 27 cb	62 ± 19 c	82 ± 12 c	87 ± 9 cb
E-2,0	23 ± 22 cb	70 ± 20 c	87 ± 5 c	96 ± 3 cb
E-2,5	17 ± 20 cb	59 ± 18 c	82 ± 4 c	87 ± 6 cb

Media ± DS; n = 4. Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales con un 95 % de confianza ($p < 0,05$) según la prueba LSD.

Por otro lado, sí existió un efecto estadísticamente significativo en el porcentaje de germinación en dependencia del sustrato utilizado. El mayor porcentaje de germinación se obtuvo en el sustrato T (control) para todos los días analizados, destacándose, con gran diferencia, al 5 DDS con un valor promedio del 68 % de semillas germinadas frente a un 35 % en TE y un 20 % en E. En la Figura 3.1 se puede apreciar que dicha diferencia disminuye cada día, presentando una tendencia asintótica entre los sustratos, pero aunque en el tiempo los porcentajes de germinación podrían igualarse, la uniformidad entre plántulas de la bandeja no será la misma.

Las curvas sigmoideas de germinación obtenidas para cada sustrato se presentan en la Figura 3.2. A partir de la pendiente de estas gráficas se puede analizar la uniformidad de la germinación (Bewley et al., 2013, p.139). Como se puede observar, la pendiente de la curva correspondiente al sustrato T es más pronunciada, seguida de la del sustrato TE y luego la del sustrato E. Esto quiere decir que la germinación de las semillas sembradas en el sustrato T fue más uniforme que la germinación de las semillas sembradas en TE y E.

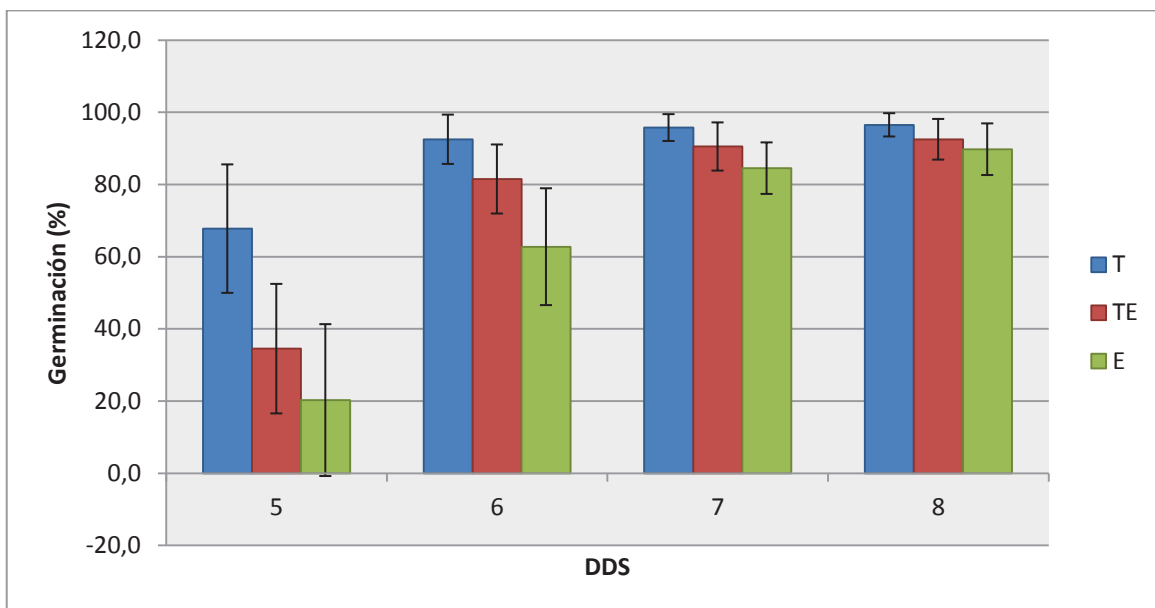


Figura 3.1. Porcentaje de germinación acumulado a los 5, 6, 7 y 8 DDS

Al 8 DDS el sustrato control presentó un valor promedio de germinación del 97 % frente a un 93 % y 90 % en TE y E respectivamente, lo que podría señalar que el sustrato bovino dificulta el proceso de germinación.

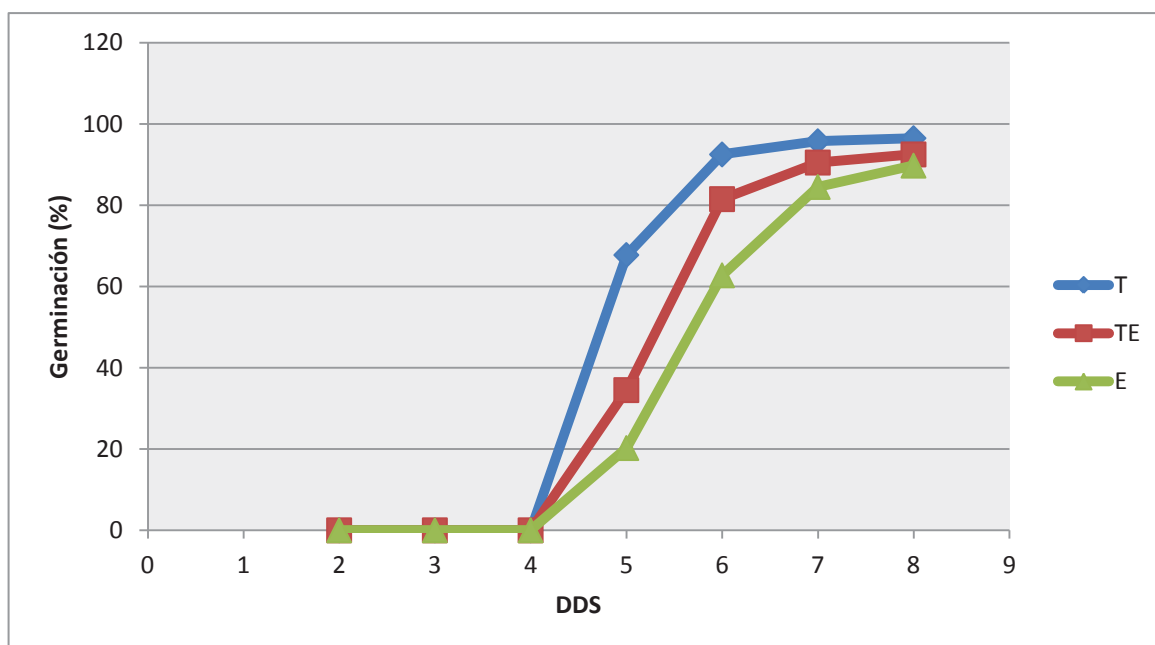


Figura 3.2. Curvas de germinación para los diferentes sustratos

3.2.1.2. Tasa de germinación

El tiempo medio de germinación y la tasa de germinación de cada uno de los tratamientos aplicados, obtenidos según el acápite 2.4.1.2, se encuentran en la Tabla 3.8.

Tabla 3.8. Tiempo medio de germinación (tm) y tasa de germinación (tg) para cada uno de los tratamientos

TRATAMIENTO	tm (d)	tg (d ⁻¹)
T-0,0	5,362 ± 0,236 a	0,187 ± 0,008 a
T-1,5	5,380 ± 0,266 a	0,186 ± 0,009 a
T-2,0	5,253 ± 0,234 a	0,191 ± 0,008 a
T-2,5	5,402 ± 0,194 a	0,185 ± 0,007 a
TE-0,0	5,760 ± 0,289 b	0,174 ± 0,009 b
TE-1,5	5,798 ± 0,269 b	0,173 ± 0,008 b
TE-2,0	5,755 ± 0,381 b	0,174 ± 0,012 b
TE-2,5	5,778 ± 0,207 b	0,173 ± 0,006 b
E-0,0	6,137 ± 0,381 c	0,163 ± 0,010 c
E-1,5	6,110 ± 0,486 c	0,164 ± 0,013 c
E-2,0	6,132 ± 0,443 c	0,164 ± 0,012 c
E-2,5	6,186 ± 0,437 c	0,162 ± 0,012 c

Media ± DS; n = 4. Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales con un 95 % de confianza ($p < 0,05$) según la prueba LSD

Así como en los resultados del porcentaje de germinación, el ANOVA indicó que no existió un efecto en el tiempo medio de germinación, ni en la tasa de germinación, por causa de la interacción de los factores de estudio o por la dosis de Fosfirend suministrada. Por otro lado, con un 95 % de fiabilidad, sí existió un efecto estadísticamente significativo en el tiempo medio de germinación y la tasa de germinación según el tipo de sustrato utilizado.

Los resultados de la Figura 3.3 y la Figura 3.4 indican que la germinación de las semillas fue más veloz en el sustrato T, en comparación con los otros sustratos.

Otro indicador de la uniformidad y velocidad de germinación de las semillas en los diferentes sustratos es el número de semillas germinadas por día (Fernandez, Urdaneta, Silva, Poliszuk y Marín, 2006, p. 191), que se encuentran representadas en la Figura 3.5. Los picos corresponden al mayor número de semillas germinadas en cada sustrato y la amplitud de la figura, la rapidez de la germinación.

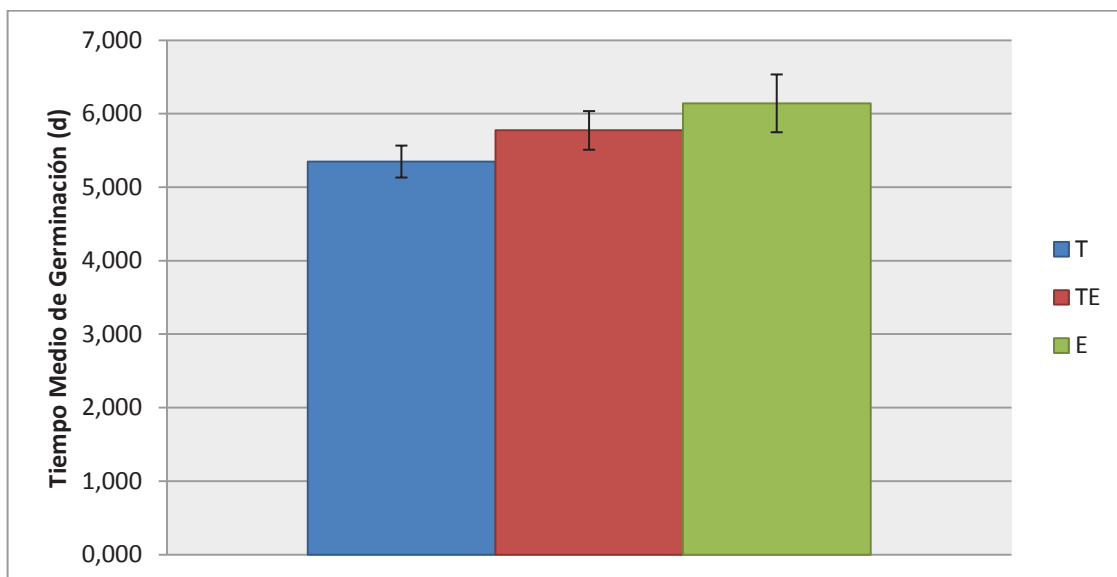


Figura 3.3. Tiempo medio de germinación de las semillas sembradas en cada sustrato

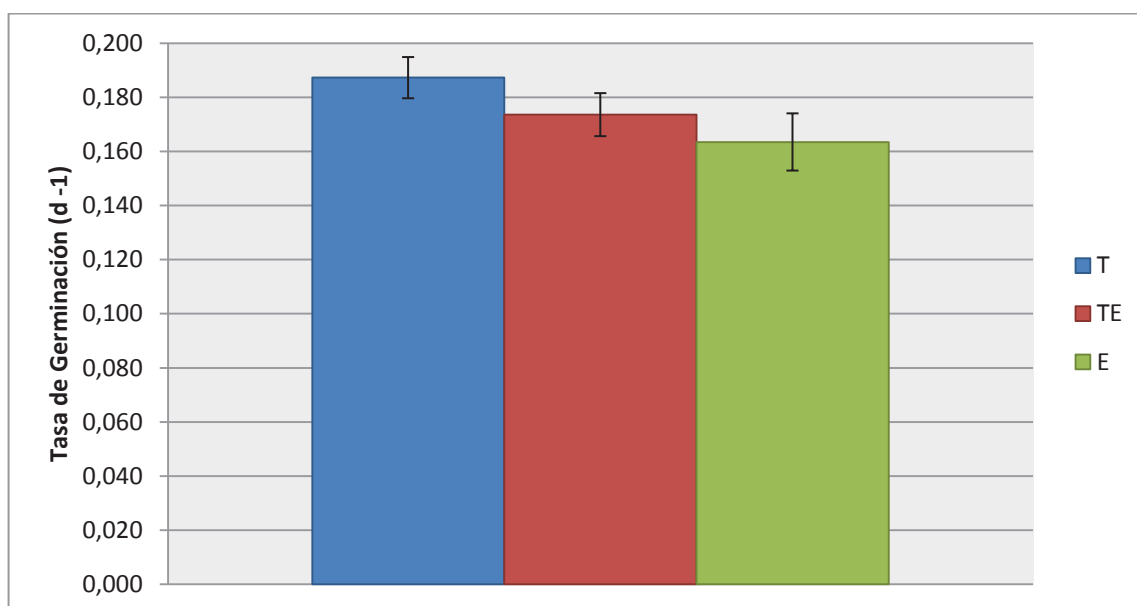


Figura 3.4. Tasa de germinación de las semillas sembradas en cada sustrato

En el sustrato T se registró un promedio de 16,9 semillas germinadas al 5 DDS, mientras que en TE y E el mayor número de semillas germinadas se registró al 6 DDS con 11,8 y 10,6 respectivamente. El hecho de que la gráfica correspondiente al sustrato T presente un pico más elevado y una figura más estrecha, indica que la germinación en este sustrato fue más uniforme y más rápida, seguida de la obtenida en el sustrato TE y luego la del sustrato E.

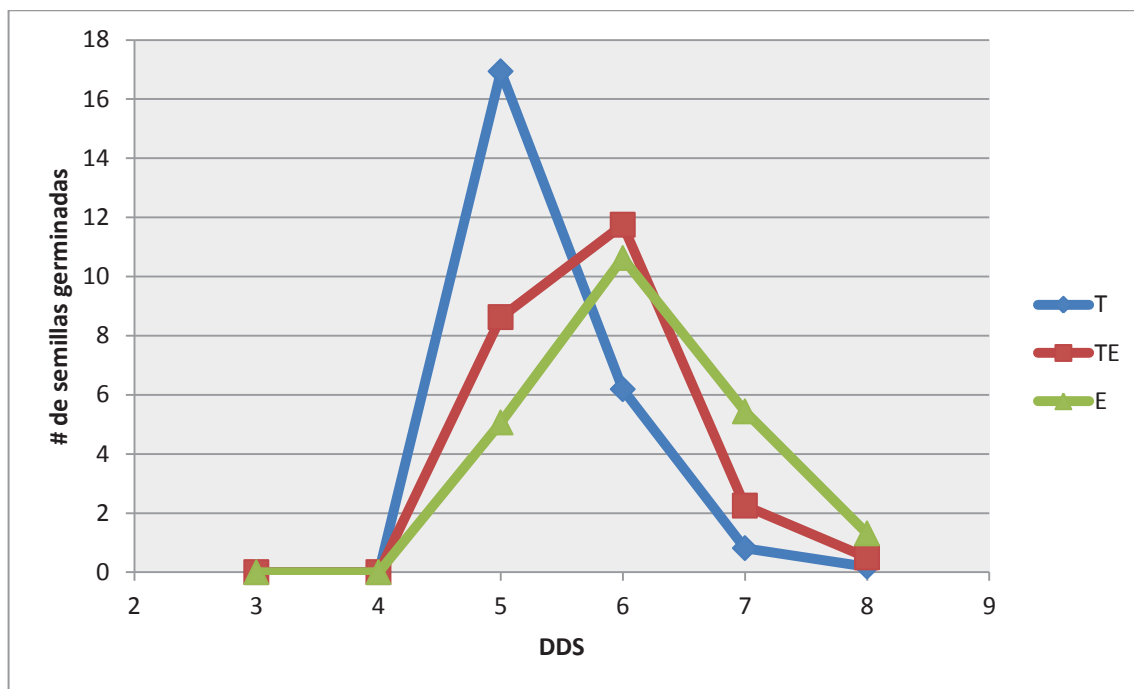


Figura 3.5. Número de semillas germinadas en cada sustrato hasta el 8 DDS

El menor porcentaje de germinación, menor uniformidad y el retraso de la emergencia de las plántulas en TE y E se debe principalmente a las características físico-químicas de cada sustrato, las cuales se muestran en las Tablas 3.1, 3.2 y 3.3.

Con respecto a las propiedades físicas de los sustratos se puede decir lo siguiente:

El menor contenido de fibra de tamaño ideal en los sustratos E y TE implicó un menor recurso de agua fácilmente disponible y una menor aireación. La afectación fue mayor en el sustrato E debido a que este medio de cultivo presentó

un contenido apreciable de fibra extrafina (36,2 %), lo cual da como resultado un mayor contenido de poros de tamaño inferior a 30 μm . Estos poros retienen gran cantidad de agua difícilmente disponible y, por consiguiente, provocan una menor disponibilidad de oxígeno, lo que pudo afectar al proceso germinativo.

La porosidad también influye en la conductividad hidráulica, difusividad de gases y en el desarrollo radicular. Las raíces crecen y llenan de forma progresiva los macroporos y, por consiguiente, aumenta la capacidad de retención de agua. La alta porosidad de T facilitó la penetración de la radícula y, posteriormente, de las raíces en el sustrato, mientras que en TE y especialmente en E fue más dificultoso su crecimiento, lo cual contribuyó al retraso de la emergencia.

Otra casusa de este retraso es que, al tener el sustrato E una mayor D_a , este fue más pesado, lo que dificultó el enderezamiento del arco hipocotíleo para la emergencia de las plántulas. A pesar de que la D_a del sustrato TE estuvo en el límite recomendado por Valenzuela et al. (1998), también presentó dificultades en la emergencia de las plántulas aunque en menor grado que E.

Con respecto a las características químicas, se puede notar que mientras la concentración de sales en el sustrato, medidas a través de la C.E., aumenta ($C.E.E > C.E.TE > C.E.T$), el porcentaje de germinación se reduce. Además, el tiempo necesario para completar la germinación se alarga y, como consecuencia, la velocidad de emergencia disminuye. Estos resultados concuerdan con los reportados por Herrera et al. (2008), que utilizó compost de residuos sólidos urbanos como sustrato para el desarrollo de plantines de tomate (p. 290) y por Singh et al. (2012), que estudiaron la respuesta a incrementos de salinidad (0,18 dS/m, 2,5 dS/m y 4,5 dS/m) sobre 55 genotipos de tomate (p. 47).

El agua de riego utilizada también contribuyó a este efecto, debido a que su restricción de uso fue de ligera a moderada en cuanto a la salinidad. Esto se debe a que la evaporación del agua y la absorción de esta por parte de las semillas provocan un aumento de la concentración de la solución de los sustratos, lo que pudo dar paso a un estrés salino.

El estrés salino, ya sea por efecto osmótico o por toxicidad de iones, puede alterar procesos fisiológicos de la semilla como la actividad enzimática. La alta salinidad de los medios TE (C.E. = 3,4 dS/m) y E (C.E. = 4,08 dS/m) redujo el potencial hídrico de los sustratos, lo que provocó una disminución de la disponibilidad de agua para las semillas. Además, al elevarse la concentración del suelo, pudo presentarse una toxicidad por iones, lo cual, según Camejo y Torres (2000) afecta la activación o síntesis de hormonas o enzimas hidrolíticas, tales como la amilasa y proteasas; esto retarda o inhibe el transporte de reservas hacia el eje embrionario en crecimiento (p. 25). Por tanto, la salinidad de los sustratos TE y E, así como la salinidad del agua, afectaron la imbibición de las semillas (fase I) por efecto osmótico, lo que retrasa la fase II de la germinación y, al alterar la actividad enzimática, puede dificultar la emergencia de la radícula (fase III) por lo que, algunas semillas sembradas en los sustratos TE y E no germinaron o les tomó mayor tiempo hacerlo.

3.2.2. EVALUACIÓN DEL CRECIMIENTO DE LAS PLÁNTULAS

3.2.2.1. Altura de la plántula

Los resultados de este parámetro, medido como se detalla en la sección 2.4.2.1. se encuentran en la Tabla 3.9.

El ANOVA mostró que existe un efecto estadísticamente significativo respecto a la altura de la plántula, tanto a los 10 DDS como a los 30 DDS en dependencia del sustrato utilizado. La interacción de los factores tipo de sustrato y dosis aplicada, así como la acumulación del Fosfirend, no presentaron una diferencia estadísticamente significativa en esta variable.

En la Figura 3.6 se encuentran las alturas alcanzadas por las plántulas a los 10 y 30 DDS, en los diferentes sustratos. A los 10 DDS, las alturas alcanzadas por las plántulas desarrolladas en los sustratos TE y E no mostraron diferencia estadísticamente significativa. Sin embargo, a los 30 DDS sí hubo tal diferencia.

Esto pudo deberse a que inicialmente la plántula consume sus reservas para emerger y desarrollarse, pero una vez agotadas sus reservas dependerá de la absorción de nutrimentos por parte de las raíces, que hasta los 30 DDS se desarrollaron de mejor manera en TE que en E, como se aprecia en la Figura 3.7.

Tabla 3.9. Altura de la plántula a los 10 y 30 DDS

TRATAMIENTO	Altura (cm)	
	10 DDS	30 DDS
T-0,0	2,643 ± 0,07 a	8,327 ± 0,28 a
T-1,5	2,687 ± 0,10 a	8,401 ± 0,23 a
T-2,0	2,799 ± 0,10 a	8,716 ± 0,26 a
T-2,5	2,727 ± 0,13 a	7,779 ± 0,25 a
TE-0,0	2,613 ± 0,04 b	7,815 ± 0,77 b
TE-1,5	2,543 ± 0,24 b	7,675 ± 0,72 b
TE-2,0	2,497 ± 0,10 b	7,268 ± 0,99 b
TE-2,5	2,713 ± 0,12 b	7,110 ± 1,00 b
E-0,0	2,580 ± 0,08 cb	6,239 ± 0,30 c
E-1,5	2,501 ± 0,05 cb	6,225 ± 0,19 c
E-2,0	2,530 ± 0,05 cb	6,645 ± 0,24 c
E-2,5	2,509 ± 0,09 cb	6,027 ± 0,24 c

Media ± DS, n = 4.

Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales con un 95 % de confianza ($p < 0,05$) según la prueba LSD

El crecimiento vegetativo reducido en TE y E en comparación con T puede ser por causa de los siguientes factores:

La mayor Da de los sustratos TE y E influyó en el crecimiento, debido a que los sustratos más pesados limitan la proliferación de las raíces. Además, a mayor Da, menor porosidad y como se mencionó anteriormente, ésta propiedad al ser baja en TE y E, dificultó el crecimiento del sistema radicular. Esto también se vio reflejado en el grosor, pues las raíces de las plántulas que crecieron en el sustrato E fueron más gruesas que las desarrolladas en TE, mientras que las de T se mostraron más delgadas. Este efecto en el grosor radicular se puede notar en la Figura 3.7.

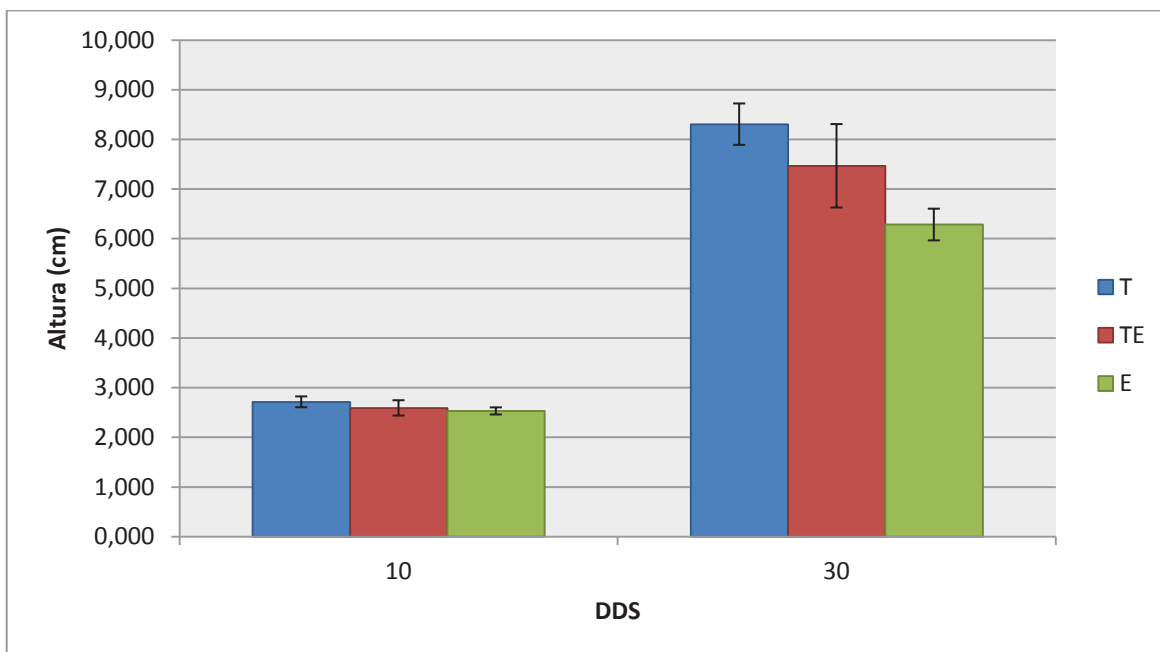


Figura 3.6. Altura de las plántulas a los 10 y 30 DDS

Además, la baja porosidad y el contenido apreciable de fibra extrafina en el sustrato E provocaron una menor disponibilidad de oxígeno, lo que disminuyó la capacidad de asimilación de nutrientes por parte de las raíces, comparada con las del sustrato T. Al mezclar el sustrato bovino con el sustrato control para formar la mezcla TE, se mejoraron las características físicas, por lo que la afectación en las plántulas del sustrato TE fue en menor grado.

En la Tabla 3.3 se presentan las cantidades de macro y micronutrientes contenidos en los sustratos, pero se debe considerar que esta caracterización química no indica el contenido de nutrientes solubles y menos aún su disponibilidad para las plántulas. La disponibilidad de nutrientes está determinada por el pH. Como se puede observar en la Figura 1.5, a pH 5,10 correspondiente al sustrato T, las plántulas tuvieron todos los nutrientes disponibles y junto con la mayor cantidad de M.O. en comparación con TE y E, este medio ofreció mejores características en cuanto a nutrición vegetal.

Por el contrario, las plántulas establecidas en el sustrato E, cuyo pH fue de 7,61, pudieron haber presentado deficiencias nutricionales por la baja disponibilidad de

Zn, B, Mn, Fe, Mg, K y especialmente P, mientras que las plántulas de la mezcla TE, con pH 6,76, tuvieron menor disponibilidad de Zn, B, Mn y P.

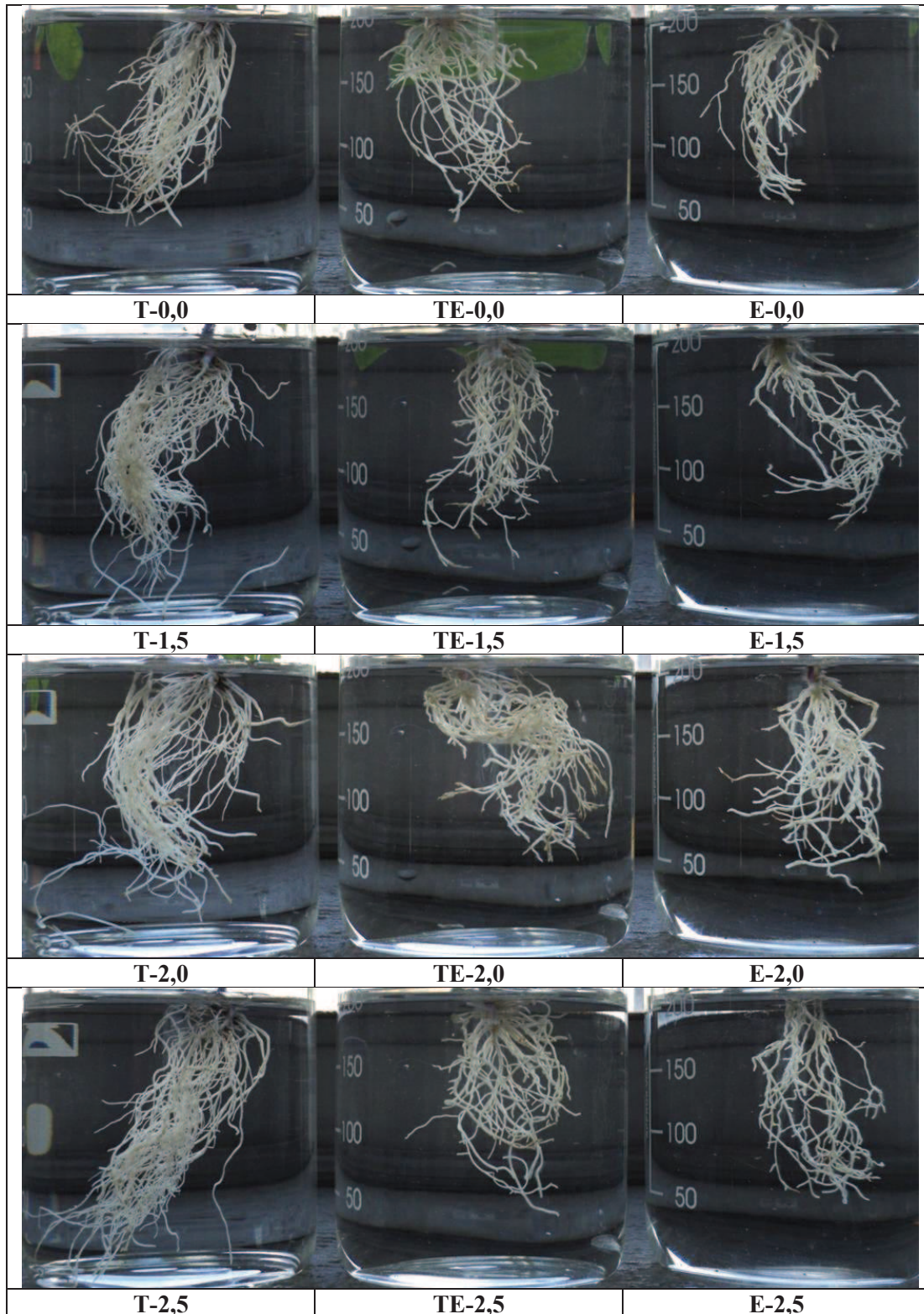


Figura 3.7. Raíces de los diferentes tratamientos a los 30 DDS

Default y Melton (1991) encontraron que el N es el nutriente más influyente en las variables de crecimiento de las plántulas de tomate cv. Sunny, el P tiene un efecto mínimo y el K no tiene un efecto significativo (p. 142).

En la presente investigación la disponibilidad del N no se vio afectada por el pH; sin embargo, hay que considerar la ley del mínimo de Liebig. Esta ley indica que si un elemento esencial se encuentra deficiente, el crecimiento o rendimiento del cultivo no será óptimo, incluso si los demás elementos se encuentran en cantidades suficientes (Sierra, Simonne y Treadwell, 2013, p. 2). Por lo que, a pesar de que el N sea el elemento más influyente, la baja disponibilidad de los otros nutrientes por causa del pH ocasionó un menor crecimiento de las plántulas desarrolladas en E y TE, comparadas con las desarrolladas en el sustrato control.

La salinidad, medida a través de la C.E., también contribuyó con el menor desarrollo de las plántulas. A medida que se redujo el agua del sustrato, debido a la absorción por parte de las raíces y por la evaporación, la concentración de la solución de los sustratos se fue incrementando, a tal punto que la C.E. de los medios TE (3,40 dS/m) y E (4,08 dS/m) sobrepasaron el umbral de tolerancia a la salinidad para las plantas de tomate de 2,5 dS/m (Singh et al., 2012, p. 45) por lo que los plantines de estos medios presentaron estrés salino.

Aunque el agua aplicada a los sustratos fue de carácter ácido, el hecho de que se haya acidificado la misma con ácido cítrico, no le otorgó a la solución resistencia a cambios de pH (capacidad tampón). La materia orgánica, por el contrario, tiene una capacidad tampón, por lo que el pH alcalino del sustrato bovino permitió la reacción del bicarbonato presente en la solución del sustrato con los cationes calcio (Ca^{++}) y magnesio (Mg^{++}) que estaban retenidos en la materia orgánica. Al concentrarse la solución del sustrato, los límites de solubilidad de los carbonatos de calcio y magnesio, así como del sulfato de calcio pudieron superarse, ocasionando la precipitación del Ca^{++} y el Mg^{++} y como consecuencia la proporción de Na^+ se incrementó.

Entonces, se puede decir que el componente osmótico provocó un menor potencial de agua en los sustratos TE y E, lo que afectó el proceso de absorción de agua y, por ende, de nutrientes. Además, la concentración de la solución del sustrato pudo ocasionar el desequilibrio iónico y la toxicidad de los plantines por causa del ingreso de iones citotóxicos. Por ejemplo, al haberse incrementado la concentración de Na^+ , este pudo ingresar a las raíces de los plantines por la vía apoplástica y a través de canales de cationes o transportadores al citosol. Goykovic y Saavedra (2007) explican que esto reduce la relación K^+/Na^+ , que debe ser alta para el buen funcionamiento celular, debido a que el Na^+ puede reemplaza al K^+ en las reacciones bioquímicas, ocasionando una toxicidad. Además, la alta concentración de Na^+ puede inhibir la adsorción de nutrientes por la interferencia en los transportadores y canales selectivos, lo que origina un desequilibrio nutricional (p. 51).

Por tanto, la menor altura de las plántulas de TE y E puede ser atribuida a la deficiencia nutricional causada por razones como, el menor desarrollo radicular de las raíces de las plántulas, la menor disponibilidad de agua y oxígeno debido a las propiedades físicas de los sustratos; la menor disponibilidad de nutrientes causada por el pH del sustrato bovino; la menor disponibilidad de agua debido al componente osmótico y la toxicidad por iones por causa de la concentración de la solución del sustrato que provocó un estrés salino. La diferencia de alturas puede apreciarse en la Figura 3.8.

Varios investigadores toman como criterio de calidad la altura de las posturas de tomate a nivel de semillero. Pulido, Medina y Cabrera (2003) recomiendan una altura entre 16 y 20 cm (p. 18).

Los resultados de la presente investigación no están dentro de los límites antes mencionados, pero si son similares a los resultados de la Tabla 3.10, que corresponden a otros autores que en sus investigaciones registraron alturas menores para plántulas de tomate desarrolladas en sustratos orgánicos.

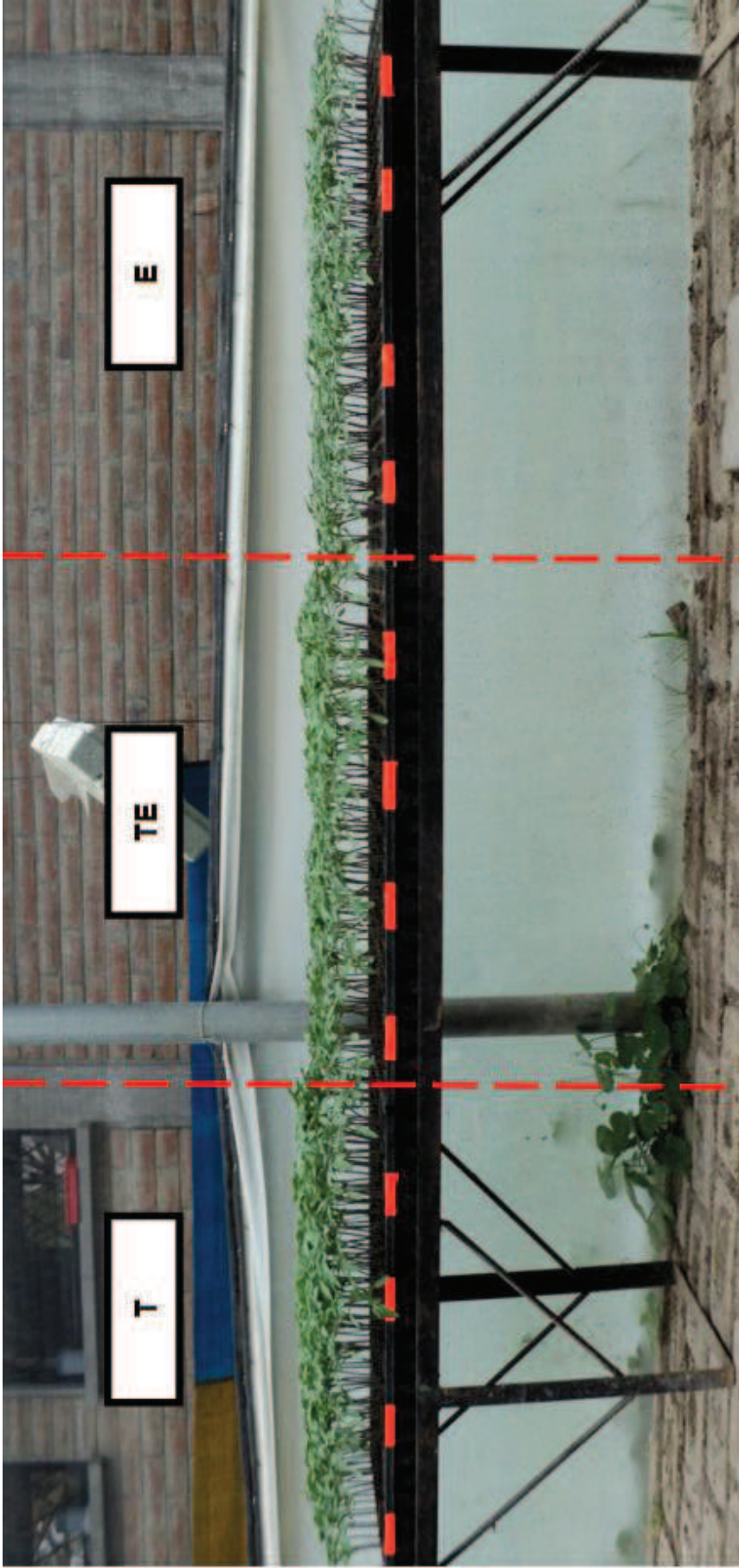


Figura 3.8. Altura de las plántulas desarrolladas en los diferentes sustratos a los 30 DDS

En la Tabla 3.10 se puede observar que Gámez, De Gouveia y Álvarez (2011) reportan la misma tendencia de los resultados del presente estudio, en la que los plantines establecidos en turba comercial alcanzan alturas mayores en comparación con los plantines desarrollados en otros sustratos orgánicos. Esto reafirma la conclusión de que las propiedades físicas y químicas de la turba son más adecuadas para el desarrollo de las plántulas.

Tabla 3.10. Alturas alcanzadas para plántulas de tomate en diferentes estudios

Altura (cm)	Cultivar	DDS	Sustrato	Referencia
7,6 / 13,1	Sunny	41 / 38	mezcla de turba comercial	Default y Melton, 1990, p. 561
9,88	Alba	28	mezcla de turba comercial	Gámez et al., 2011, p. 4
entre 5,15 y 6,65			sustratos a base de humos de lombriz, compost y cascarilla de arroz	
7,57	Río Grande	30	mezcla de turba, tierra de hoja, tezontle y perlita (40-35-15-10)	Muratalla, Rodríguez, Sánchez, Tijerina, Santizo y López, 2006, p. 324
entre 5,05 y 8,18			en mezclas de sustratos con tezontle y paja de maíz	

Si bien en el sustrato T se alcanzó la mayor altura en los plantines a los 30 DDS, esto no significa que esté garantizada la supervivencia en campo de los mismos. Por ello, es necesario analizar el resto de parámetros descritos a continuación.

3.2.2.2. Diámetro del tallo de la plántula

El diámetro del tallo de las plántulas desarrolladas con los diferentes tratamientos se encuentra en la Tabla 3.11. Estos resultados se obtuvieron con el desarrollo del procedimiento descrito en la sección 2.4.2.2.

Tanto la interacción de los factores analizados como la dosis de Fosfirend aplicada no tuvieron un efecto estadísticamente significativo en el diámetro del tallo de las plántulas. Por el contrario, el tipo de sustrato utilizado presentó un

efecto estadísticamente significativo en este parámetro medido. Los diámetros de las plántulas desarrolladas en los diferentes sustratos, medidos a los 10 y 30 DDS, se pueden observar en la Figura 3.9.

Tabla 3.11. Diámetro del tallo de la plántula en la base a los 10 y 30 DDS

TRATAMIENTO	Diámetro (mm)	
	10 DDS	30 DDS
T-0,0	0,991 ± 0,02 c	2,686 ± 0,03 a
T-1,5	1,022 ± 0,02 c	2,846 ± 0,08 a
T-2,0	1,033 ± 0,03 c	2,769 ± 0,10 a
T-2,5	1,045 ± 0,04 c	2,799 ± 0,02 a
TE-0,0	1,062 ± 0,03 abc	2,714 ± 0,09 bc
TE-1,5	1,048 ± 0,05 abc	2,739 ± 0,05 bc
TE-2,0	1,039 ± 0,04 abc	2,730 ± 0,08 bc
TE-2,5	1,063 ± 0,05 abc	2,674 ± 0,10 bc
E-0,0	1,054 ± 0,03 a	2,680 ± 0,11 c
E-1,5	1,061 ± 0,09 a	2,695 ± 0,06 c
E-2,0	1,083 ± 0,08 a	2,760 ± 0,11 c
E-2,5	1,087 ± 0,02 a	2,662 ± 0,07 c

Media ± DS, n = 4. Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales con un 95 % de confianza ($p < 0,05$) según la prueba LSD

A los 10 DDS, los tallos de las plántulas desarrolladas en el sustrato E y TE se mostraron más gruesos. Esto pudo deberse a la Da de los sustratos, ya que al ser el sustrato bovino más pesado, las plántulas necesitaron tallos más gruesos en los sustratos E y TE para poder levantarse. Por ello, los plantines destinaron sus reservas nutricionales al engrosamiento del tallo y disminuyeron las mismas para el crecimiento primario, como lo prueba la altura de las plántulas a los 10 DDS de la Figura 3.6.

Una vez que emergieron las plántulas, necesitaron elongarse en busca de luz y probablemente a causa de la inadecuada nutrición provocada por las características físico-químicas del sustrato bovino, las plántulas de E y TE

presentaron un menor diámetro a los 30 DDS comparadas con las plántulas desarrolladas en el sustrato control.

El menor desarrollo radicular de los plantines de TE y E resultó en un menor volumen de sustrato explorado para la asimilación de nutrientes; al contrario del sistema radicular de las plántulas de T que tuvieron un mejor desarrollo, lo que implicó un mayor diámetro del cuello de la raíz y, como consecuencia, un mayor diámetro del tallo en la base.

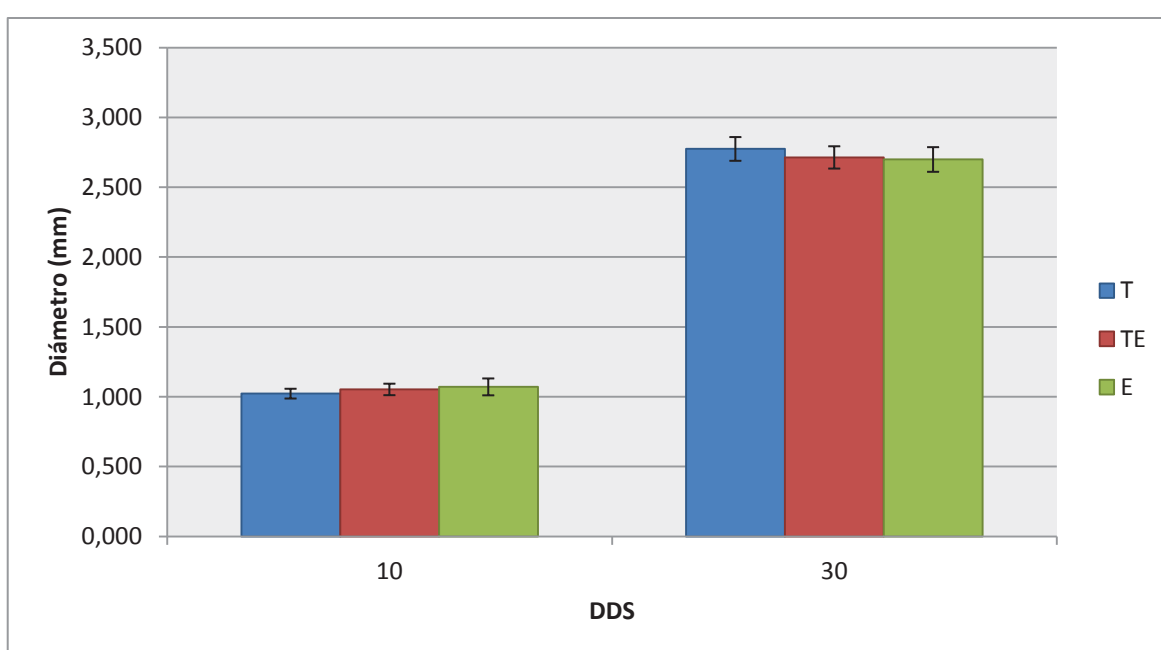


Figura 3.9. Diámetro del tallo de las plántulas a los 10 y 30 DDS

Los diámetros del tallo de los plantines de tomate obtenidos en los mismos estudios considerados en el análisis de la altura se muestran en la Tabla 3.12. Así como en la altura, este valor también depende de la edad y del cultivar analizado (Oztekin y Tuzel, 2011, p. 2668).

Los valores del diámetro presentan diferencias en dependencia del lugar de medición. En la presente investigación, se prefirió medir el diámetro en la base del tallo, puesto que es un punto crítico si se siembran las plántulas a campo abierto, y con esta medida se puede analizar la robustez.

Tabla 3.12. Diámetros obtenidos en plántulas de tomate en diferentes estudios

Diámetro (mm)	Lugar de medición	Cultivar	DDS	Sustrato	Referencia
3,31 / 2,89	nodo de los cotiledones	Sunny	41 / 38	mezcla de turba comercial	Default y Melton, 1990, p. 561
1,97	a 1 cm de la superficie del sustrato	Alba	28	mezcla de turba comercial	Gámez et al., 2011, p. 4
entre 1,60 y 1,87				sustratos a base de humos de lombriz, compost y cascarilla de arroz	
3,21	a 3 cm sobre el sustrato	Río Grande	30	mezcla de turba, tierra de hoja, tezontle y perlita (40-35-15-10)	Muratalla et al., 2006, p. 324
entre 2,09 y 3,03				en mezclas de sustratos con tezontle y paja de maíz	

Al igual que la altura, a los 30 DDS el mayor diámetro se obtuvo en el sustrato T, pero esto no asegura su supervivencia luego del trasplante. Por ello a continuación se analiza el índice de robustez de las plántulas desarrolladas en los diferentes sustratos.

3.2.2.3. Índice de robustez

Los resultados del índice de robustez (IR) de las plántulas de los diferentes tratamientos, obtenidos al desarrollar la metodología descrita en la sección 2.4.2.3., se encuentran en la Tabla 3.13.

El ANOVA mostró que la interacción entre los factores de estudio y la dosis de Fosfirend aplicada no influyeron en el IR, mientras que el tipo de sustrato empleado si presentó un efecto estadísticamente significativo en esta variable de respuesta.

Tabla 3.13. Índice de robustez de las plántulas a los 30 DDS

Tratamiento	IR
T-0,0	31,0 ± 1,07 c
T-1,5	29,6 ± 1,48 c
T-2,0	31,5 ± 1,94 c
T-2,5	27,8 ± 1,07 c
TE-0,0	28,8 ± 3,24 b
TE-1,5	28,0 ± 2,48 b
TE-2,0	26,6 ± 2,95 b
TE-2,5	26,6 ± 3,58 b
E-0,0	23,3 ± 1,76 a
E-1,5	23,1 ± 0,53 a
E-2,0	24,1 ± 1,19 a
E-2,5	22,7 ± 1,10 a

Media ± DS, n = 4. Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales con un 95 % de confianza ($p < 0,05$) según la prueba LSD

A menor IR mayor será la probabilidad de supervivencia de las plántulas luego del trasplante (Elhady, 2010, p. 50). Como se puede ver en la Figura 3.10 el menor IR, determinado a los 30 DDS, corresponde a las plántulas desarrolladas en el sustrato E. Esto se debe a que en este medio se obtuvieron plántulas de menor altura. Si bien el diámetro es parte de este índice, su valor en las plántulas de todos los tratamientos evaluados se encontró en un rango entre 2,66 y 2,85 mm, por lo que, la altura fue más determinante en el valor de este índice al variar entre 60,27 mm y 87,16 mm.

Los valores de IR, correspondientes a plantines de tomate, logrados por otros investigadores se encuentran en la Tabla 3.14.

Los índices de robustez obtenidos en el presente estudio son superiores a los reportados por Elhady (2010) e inferiores a los reportados por Herrera et al. (2008) y por Castillo, Herrera, López, López, López y Fernández (2004). Sin embargo, en los tres reportes los autores manifestaron tener una buena supervivencia luego del trasplante, estimada a través de este índice. Por tanto, no

se tendría inconveniente alguno con el IR de ninguno de los tratamientos y se esperaría un éxito en el paso de los plántines al campo de cultivo.

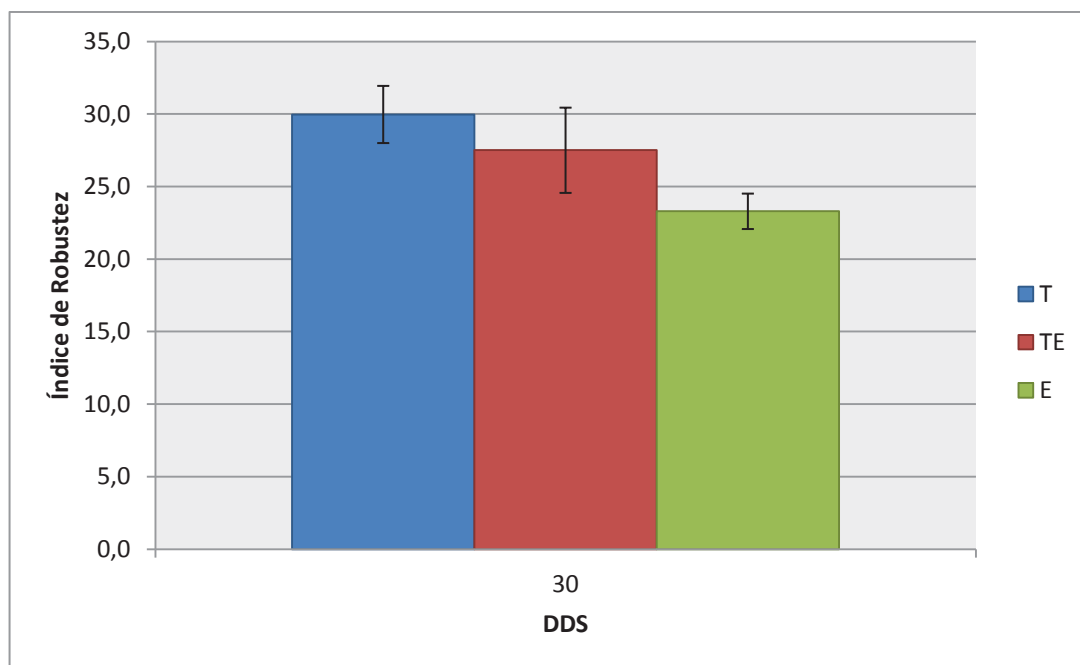


Figura 3.10. Índice de robustez de las plántulas de tomate a los 30 DDS

Tabla 3.14. Índices de robustez obtenidos en plántulas de tomate en diferentes investigaciones

IR	Cultivar	DDS	Sustrato	Referencia
entre 44,4 y 56,7	Atlético	41 / 38	compost de residuos sólidos urbanos	Castillo et al., 2004, p. 90
entre 46 y 65	Atlético	40	compost de residuos sólidos urbanos	Herrera et al., 2008, p. 191
entre 17 y 21	Río Grande	34	compost derivados de residuos vegetales y alimenticios	Elhady, 2010, p. 48

3.2.2.4. Número de hojas verdaderas

El número de hojas verdaderas de las plántulas de los diferentes tratamientos, contabilizadas como se indica en la sección 2.4.2.4, se encuentran en la Tabla 3.15.

Tabla 3.15. Número de hojas verdaderas a los 10 y 30 DDS

TRATAMIENTO	Número de hojas verdaderas	
	10 DDS	30 DDS
T-0,0	0	4
T-1,5	0	4
T-2,0	0	4
T-2,5	0	4
TE-0,0	0	4
TE-1,5	0	4
TE-2,0	0	4
TE-2,5	0	4
E-0,0	0	4
E-1,5	0	4
E-2,0	0	4
E-2,5	0	4

Si bien las plántulas de los diferentes ensayos presentaron diferencias en el grado de desarrollo de los folíolos, según la escala BBCH, no estuvieron lo suficientemente desarrollados como para considerarse hojas.

Se debe tomar en cuenta que las hojas de la planta de tomate son compuestas e imparipinadas, motivo por el cual el bajo desarrollo de las mismas, dio como resultado que a los 10 DDS no se registrara ninguna hoja verdadera en los tratamientos de estudio, y un número igual de hojas verdaderas a los 30 DDS para los 12 tratamientos.

Sin embargo, hay que resaltar que, tanto a los 10 DDS como a los 30 DDS, las hojas de las plántulas que crecieron en el sustrato E eran de menor tamaño que las que crecieron en TE y T. La menor dimensión de las hojas cotiledonales de los plantines desarrollados en el sustrato E a los 10 DDS se puede apreciar en la Figura 3.11, mientras que la diferencia de tamaño de las hojas verdaderas a los 30 DDS se puede apreciar en la Figura 3.12.

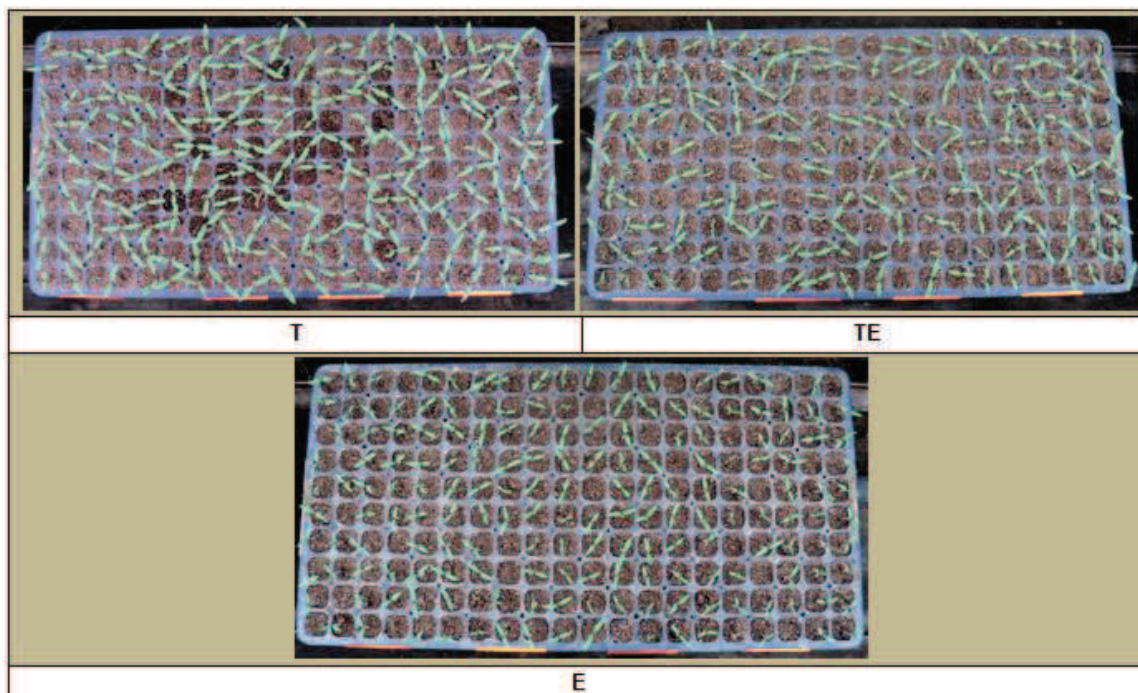


Figura 3.11. Hojas cotiledonales de las plántulas de tomate desarrolladas en diferentes sustratos a los 10 DDS

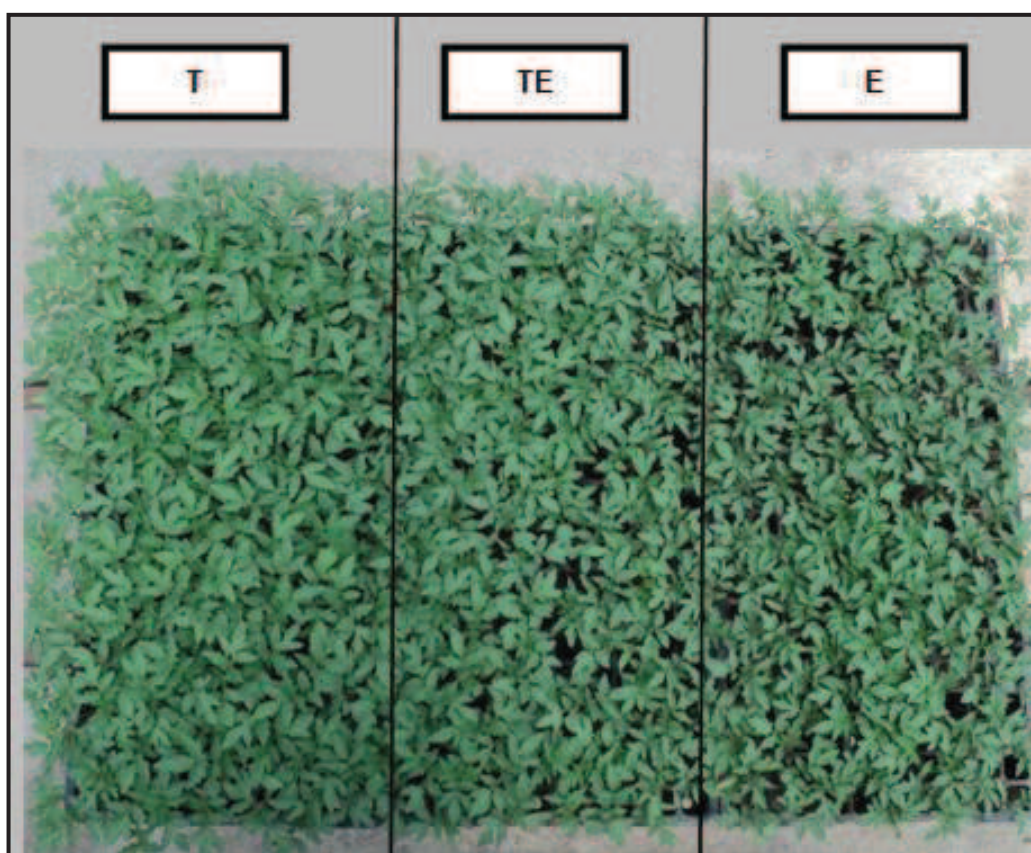


Figura 3.12. Follaje de las plántulas de tomate desarrolladas en diferentes sustratos a los 30 DDS

Este efecto puede ser atribuido a la salinidad de los sustratos, lo que concuerda con los resultados reportados por Singh et al. (2012), que indicaron que los incrementos de salinidad (con una solución nutritiva de Hoagland's y NaCl) de 0,18 dS/m a 2,5 dS/m y 4,5 dS/m afectan drásticamente al desarrollo de la parte aérea de los plantines de tomate (p. 46). Así mismo, Al-Karaki (2000) reportó que el área foliar de plantas de tomate cv. Rossel disminuía a medida que aumentaba la salinidad del medio de cultivo (con solución nutritiva y NaCl) en concentraciones equivalentes a una C.E. de 0,07 dS/m a 4,4 dS/m y 7,6 dS/m (p. 371). La menor disponibilidad de nutrientes causada por el pH del sustrato bovino también pudo contribuir con este efecto negativo.

3.2.2.5. Biomasa fresca y biomasa seca

Los resultados de biomasa, cuantificados a través del peso como se indica en la sección 2.4.2.5, se muestran en las Tabla 3.16 y 3.17 para la biomasa fresca y biomasa seca, respectivamente.

En estas variables de respuesta, así como en las anteriores, no se presentó un efecto debido a la interacción de los factores de estudio. El tipo de sustrato utilizado sí tuvo un efecto estadísticamente significativo en la biomasa fresca y seca a los 10 DDS y 30 DDS, mientras que las dosis de Fosfirend aplicadas únicamente presentaron un efecto significativo a los 30 DDS.

Los valores de biomasa fresca de la raíz y biomasa fresca total en dependencia del tipo de sustrato utilizado se muestran en las Figura 3.13 y 3.14, respectivamente. Así mismo, los resultados de biomasa seca de la raíz y biomasa seca total están representados en las Figura 3.15 y 3.16.

Tabla 3.16. Biomasa fresca total y de la raíz a los 10 y 30 DDS

TRATAMIENTO	10 DDS		30 DDS	
	PFR	PFT	PFR	PFT
T-0,0	0,0885 ± 0,01 a	0,4342 ± 0,08 a	0,3537 ± 0,01 a	1,4541 ± 0,05 b
T-1,5	0,0950 ± 0,01 a	0,4674 ± 0,04 a	0,3499 ± 0,03 a	1,4547 ± 0,07 b
T-2,0	0,0949 ± 0,01 a	0,4840 ± 0,03 a	0,3732 ± 0,04 a	1,5110 ± 0,11 b
T-2,5	0,1007 ± 0,01 a	0,4938 ± 0,02 a	0,3103 ± 0,02 a	1,3231 ± 0,05 b
TE-0,0	0,0812 ± 0,01 b	0,4152 ± 0,07 b	0,2810 ± 0,02 b	1,4693 ± 0,12 ab
TE-1,5	0,0804 ± 0,00 b	0,4085 ± 0,01 b	0,2979 ± 0,04 b	1,5118 ± 0,13 ab
TE-2,0	0,0689 ± 0,01 b	0,3623 ± 0,01 b	0,2844 ± 0,01 b	1,5289 ± 0,12 ab
TE-2,5	0,0806 ± 0,00 b	0,4386 ± 0,02 b	0,2716 ± 0,02 b	1,4309 ± 0,13 ab
E-0,0	0,0616 ± 0,01 c	0,3216 ± 0,04 c	0,1922 ± 0,01 c	0,9742 ± 0,06 c
E-1,5	0,0710 ± 0,01 c	0,3467 ± 0,03 c	0,2422 ± 0,02 c	1,1065 ± 0,09 c
E-2,0	0,0687 ± 0,00 c	0,3545 ± 0,06 c	0,2260 ± 0,01 c	1,1579 ± 0,07 c
E-2,5	0,0602 ± 0,01 c	0,3297 ± 0,02 c	0,2101 ± 0,03 c	1,0101 ± 0,13 c

Media ± DS, n = 4.

Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales para el factor sustrato con un 95 % de confiabilidad ($p < 0,05$) según la prueba LSD. Las diferencias estadísticamente significativas entre pares de medias de los resultados de biomasa fresca en cuanto a las dosis de Fosfrend suministradas se encuentran en la Tabla 3.21.

Tabla 3.17. Biomasa seca total y de la raíz a los 10 y 30 DDS

TRATAMIENTO	10 DDS		30 DDS	
	PSR	PST	PSR	PST
T-0,0	0,0049 ± 0,00 a	0,0302 ± 0,01 a	0,0282 ± 0,00 a	0,1608 ± 0,01 a
T-1,5	0,0054 ± 0,00 a	0,0320 ± 0,00 a	0,0272 ± 0,00 a	0,1532 ± 0,01 a
T-2,0	0,0052 ± 0,00 a	0,0333 ± 0,00 a	0,0297 ± 0,00 a	0,1617 ± 0,00 a
T-2,5	0,0060 ± 0,00 a	0,0342 ± 0,00 a	0,0252 ± 0,00 a	0,1415 ± 0,01 a
TE-0,0	0,0043 ± 0,00 b	0,0255 ± 0,00 b	0,0194 ± 0,00 b	0,1339 ± 0,02 b
TE-1,5	0,0040 ± 0,00 b	0,0254 ± 0,00 b	0,0216 ± 0,00 b	0,1298 ± 0,02 b
TE-2,0	0,0039 ± 0,00 b	0,0227 ± 0,00 b	0,0212 ± 0,00 b	0,1333 ± 0,02 b
TE-2,5	0,0043 ± 0,00 b	0,0267 ± 0,00 b	0,0202 ± 0,00 b	0,1234 ± 0,02 b
E-0,0	0,0038 ± 0,00 cb	0,0210 ± 0,00 c	0,0148 ± 0,00 c	0,0872 ± 0,01 c
E-1,5	0,0043 ± 0,00 cb	0,0219 ± 0,00 c	0,0184 ± 0,00 c	0,0969 ± 0,01 c
E-2,0	0,0045 ± 0,00 cb	0,0229 ± 0,00 c	0,0174 ± 0,00 c	0,1029 ± 0,01 c
E-2,5	0,0038 ± 0,00 cb	0,0210 ± 0,00 c	0,0164 ± 0,00 c	0,0889 ± 0,01 c

Media ± DS, n = 4.

Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales para el factor sustrato con un 95 % de fiabilidad ($p < 0,05$) según la prueba LSD. Las diferencias estadísticamente significativas entre pares de medias de los resultados de biomasa seca en cuanto a las dosis de Fosfirend suministradas se encuentran en la Tabla 3.22.

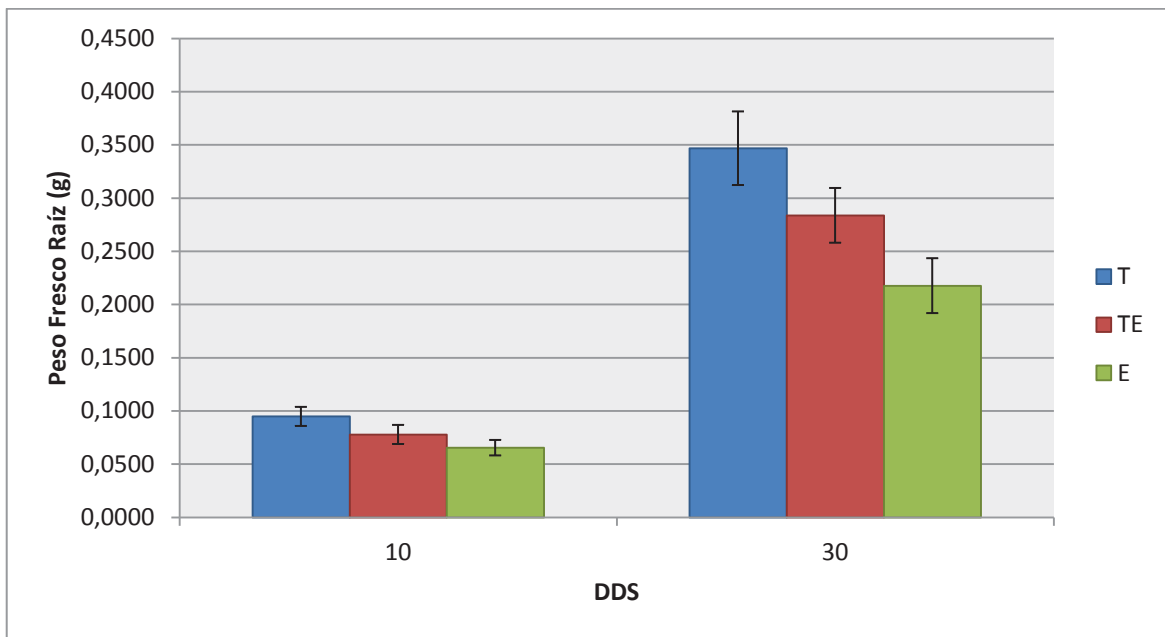


Figura 3.13. Biomasa fresca de la raíz a los 10 y 30 DDS

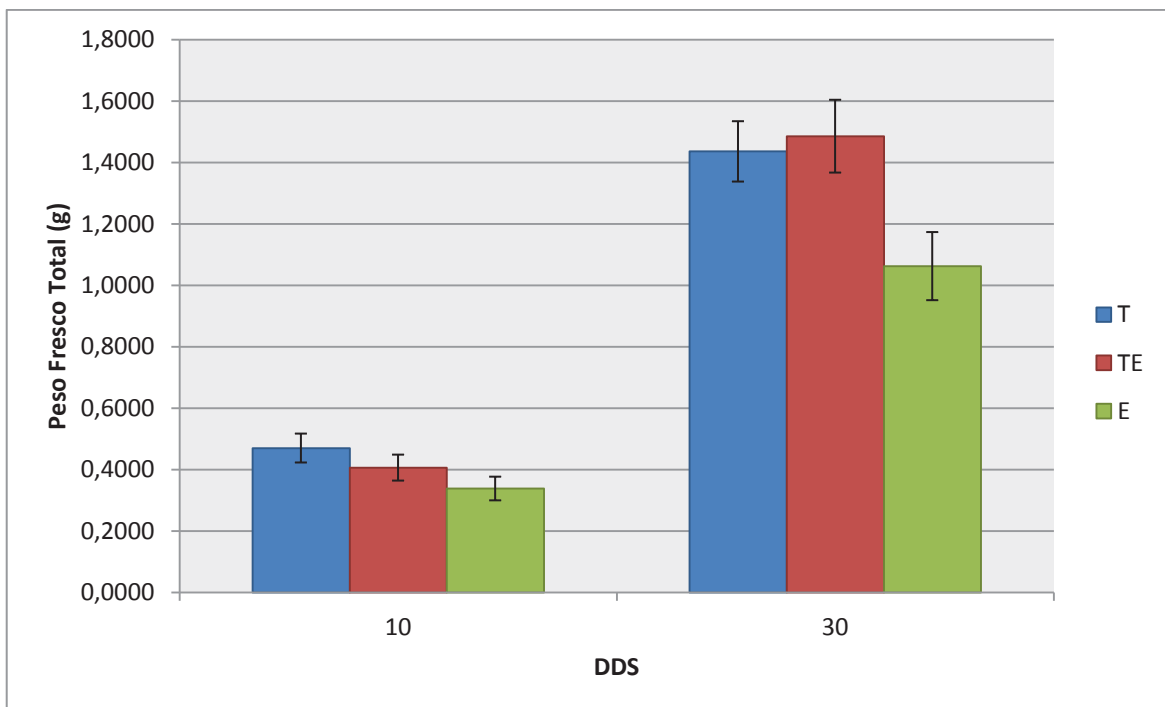


Figura 3.14. Biomasa fresca total a los 10 y 30 DDS

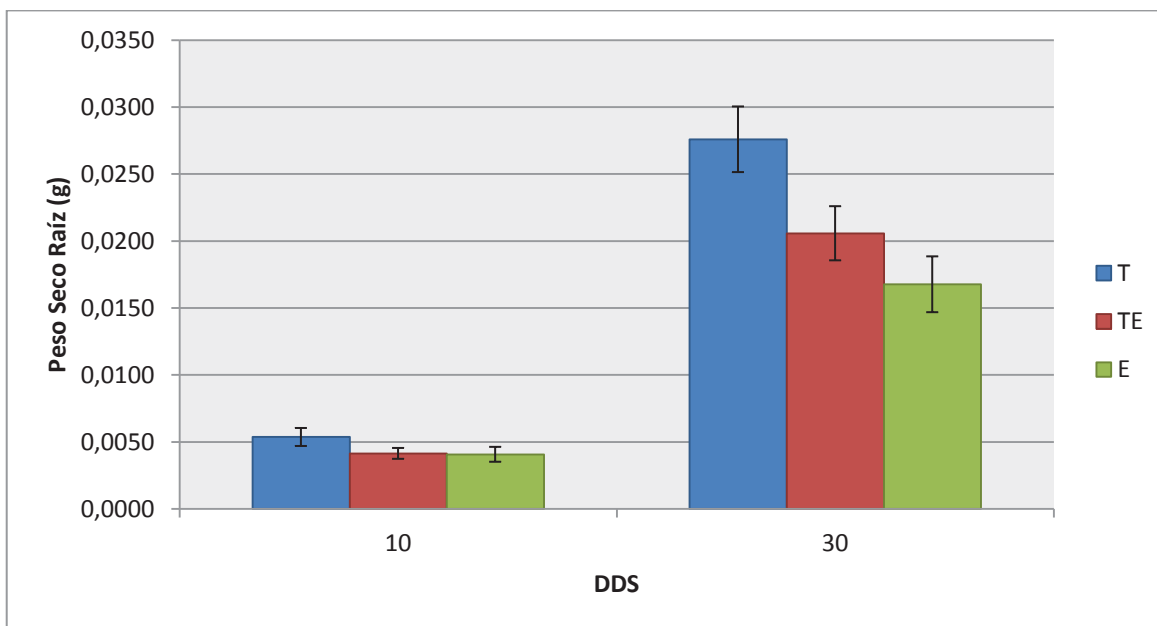


Figura 3.15. Biomasa seca de la raíz a los 10 y 30 DDS

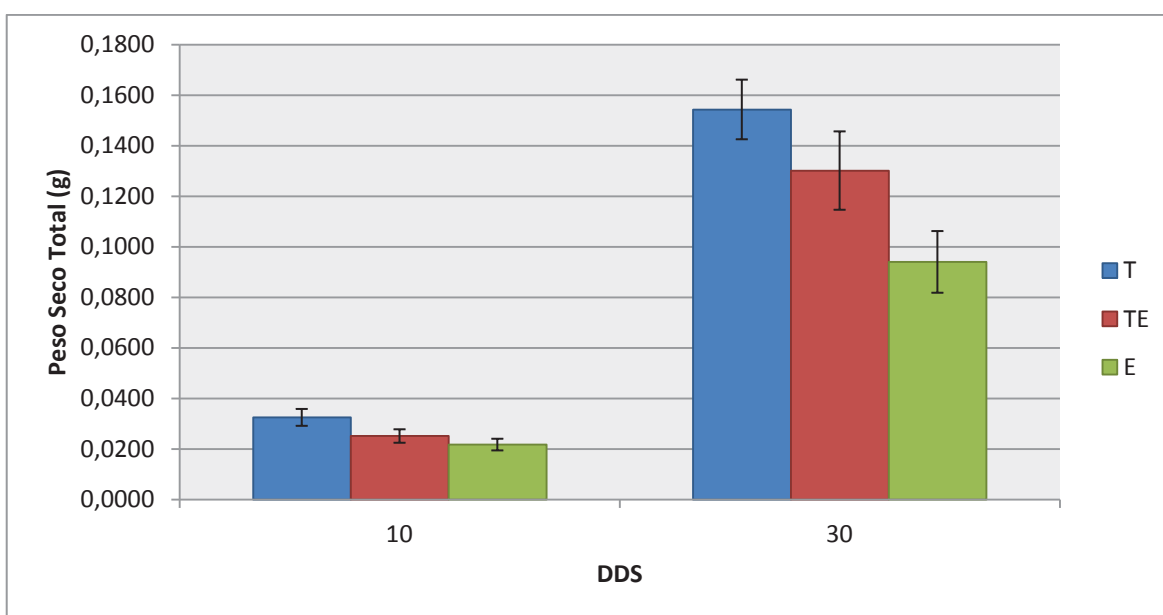


Figura 3.16. Biomasa seca total a los 10 y 30 DDS

Los resultados expuestos anteriormente, tanto de biomasa fresca como de biomasa seca, indican que el sustrato control presentó las mejores características para la absorción de nutrientes por parte de las plántulas, mientras que las características físico-químicas de los sustratos TE y E afectaron de forma negativa dicha absorción, como se explica a continuación.

En cuanto a las propiedades físicas, la mayor Da y menor porosidad de los sustratos TE (0,40 g/mL, 82 %) y E (0,63 g/mL, 72,2 %) comparados con el sustrato control (0,10 g/mL, 94 %), limitaron la proliferación y crecimiento de las raíces, por tanto se redujo el volumen de sustrato explorado por el sistema radicular para obtener nutrimentos. Además, la menor disponibilidad de oxígeno, causada por la baja porosidad, menor contenido de tamaño óptimo de fibra (52,3 %) y el contenido apreciable de fibra extrafina en el sustrato E (36,2 %), disminuyó la capacidad de asimilación de nutrientes por parte de las raíces. A medida que el sustrato se enriquece de oxígeno, la respiración y la absorción de nutrientes aumenta, por lo que la afectación en las plántulas del sustrato TE fue en menor grado.

Con respecto a las propiedades químicas, se puede notar que a mayor salinidad del medio de crecimiento en el que se desarrollaron las plántulas, menor contenido de materia seca total y de las raíces. Signh et al. (2012) obtuvieron una disminución de la materia seca de la parte aérea de los plantines a medida que la salinidad aumentaba; no obstante, reportaron un incremento de la materia seca de las raíces (p. 46). Por otra parte, Al-Karaki (2000) señaló la misma tendencia presentada en esta investigación, al obtener una reducción de la biomasa seca tanto en la parte aérea como en la raíz (p. 371), al igual que Amini et al (2007) con el cultivar Shirazy (p. 466).

La salinidad afecta el crecimiento y desarrollo de las raíces y, por consiguiente, el desarrollo total de la plántula. Es probable, entonces, que la mayor C.E. de E haya provocado una disminución de su peso fresco. Sin embargo, esto no se evidenció en TE. La explicación podría radicar en el pH.

El pH del sustrato bovino (7,61) estuvo involucrado en la baja disponibilidad de nutrientes para las plántulas, especialmente P, lo que resultó en un crecimiento menor y retardado de las mismas. No obstante, al combinarlo con la mezcla comercial de turba para formar el medio de crecimiento TE, se disminuyó su alcalinidad (6,76) y consecuentemente se mejoró la asimilación de nutrimentos. Si bien esto no se vio reflejado en la biomasa de las raíces, debido a las limitantes

que presentaron las características físicas del sustrato, sí pudo reflejarse en la parte aérea del plantín, logrando de esta manera un mayor peso fresco total en las plántulas desarrolladas en TE, pero que no representó una diferencia estadísticamente significativa con el peso fresco total de las plántulas crecidas en T.

Aunque el pH de E pudo provocar deficiencias nutricionales, estas no fueron tan severas, ya que no se observaron síntomas como clorosis, necrosis, enrollamiento o marchitez en las hojas. Su explicación es que "las plantas pueden sobrevivir en un amplio intervalo de pH del sustrato sin sufrir desórdenes fisiológicos aparentes, siempre y cuando todos los nutrientes se suministren en forma asimilable" (Quintero et al., 2011, p. 99). Por tanto, el hecho de que se hayan suministrado fertilizantes mediante subirrigación, les permitió a los plantines asimilar nutrientes en cantidad suficiente como para que no se evidenciaran otros síntomas de deficiencia, a más de un menor tamaño de las plántulas. Los síntomas causados por la deficiencia de los nutrientes escasamente disponibles a pH 7,61 se pueden observar en la Tabla AXII.1.

En la presente investigación, los resultados de peso fresco total estuvieron entre 1,062 y 1,485 g para el cv. Nemo Netta a los 30 DDS. Estos valores son más altos que los reportados por Eudoxie y Alexander, como se puede notar en la Tabla 3.18, debido a que existe una diferencia de 12 días en el ensayo. No obstante, la tendencia es la misma, ya que los valores en turba comercial son mejores que los obtenidos en otros sustratos orgánicos.

Tabla 3.18. Valores de biomasa fresca total reportados en un estudio con sustratos orgánicos a los 42 DDS

Peso fresco total (g)	Cultivar	DDS	Sustrato	Referencia
1,688	Heat Master	42	turba comercial	Eudoxie y Alexander, 2011, p. 47
Entre 0,459 y 4,758			compost de champiñón y mezclas de este compost con turba comercial	

Por otro lado, el peso seco de la raíz en el presente estudio estuvo entre 0,0168 y 0,0276 a los 30 DDS. Aunque Default y Melton (1991) alcanzaron pesos superiores a los logrados en esta investigación, como se indica en la Tabla 3.19, Castillo et al. (2004) registraron valores similares con 10 días de diferencia.

Tabla 3.19. Valores de biomasa seca de la raíz reportados en estudios similares a los 29 y 40 DDS

peso seco de la raíz (g)	Cultivar	DDS	Sustrato	Referencia
0,050	Sunny	29	mezcla comercial de turba	Default y Melton, 1991, p. 142
entre 0,029 y 0,055	Atlético	40	compost de residuos sólidos urbanos	Castillo et al., 2004, p.90

En cuanto a la biomasa seca total, se alcanzaron pesos entre 0,094 y 0,154 g, valores que fueron superados por los resultados de Default y Melton (1991) como se observa en la Tabla 3.20. Sin embargo, al igual que en el peso fresco total, los resultados fueron similares a los reportados por Eudoxie y Alexander (2011), que presentan la misma tendencia de la presente investigación.

Tabla 3.20. Valores de biomasa seca total reportados en otras investigaciones

Peso seco total (g)	Cultivar	DDS	Sustrato	Referencia
0,280	Sunny	29	mezcla comercial de turba	Default y Melton, 1991, p. 142
0,101	Heat Master	42	turba comercial	Eudoxie y Alexander, 2011, p. 47
entre 0,027 y 0,286			compost de champiñón y mezclas de este compost con turba comercial	

Se debe considerar que existirán diferencias según la edad de la plántula, las condiciones en las que se desarrollaron y sobre todo según el cultivar con el que se haya trabajado, como lo prueba Oztekin y Tuzel (2011) al reportar distintos pesos secos aéreos y de la raíz, en dependencia del cultivar analizado (p. 2670).

Los resultados de biomasa fresca y seca, en cuanto a las dosis de Fosfirend suministradas, se encuentran en las Tabla 3.21 y Tabla 3.22 respectivamente.

Tabla 3.21. Biomasa fresca de la raíz y total a los 30 DDS

TRATAMIENTO	30 DDS	
	PFR	PFT
T-0,0	0,3537 ± 0,01 c	1,4541 ± 0,05 c
TE-0,0	0,2810 ± 0,02 c	1,4693 ± 0,12 c
E-0,0	0,1922 ± 0,01 c	0,9742 ± 0,06 c
T-1,5	0,3499 ± 0,03 a	1,4547 ± 0,07 bac
TE-1,5	0,2979 ± 0,04 a	1,5118 ± 0,13 bac
E-1,5	0,2422 ± 0,02 a	1,1065 ± 0,09 bac
T-2,0	0,3732 ± 0,04 bac	1,5110 ± 0,11 a
TE-2,0	0,2844 ± 0,01 bac	1,5289 ± 0,12 a
E-2,0	0,2260 ± 0,01 bac	1,1579 ± 0,07 a
T-2,5	0,3103 ± 0,02 dc	1,3231 ± 0,05 dc
TE-2,5	0,2716 ± 0,02 dc	1,4309 ± 0,13 dc
E-2,5	0,2101 ± 0,03 dc	1,0101 ± 0,13 dc

Media ± DS, n = 4. Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales para el factor dosis de Fosfirend con un 95 % de confianza ($p < 0,05$) según la prueba LSD.

Los contenidos de biomasa fresca de la raíz y biomasa fresca total, con respecto a las dosis de Fosfirend aplicadas, se presentan en la Figura 3.17 y en la Figura 3.18 respectivamente, mientras que los contenidos de materia seca de la raíz se encuentran en la Figura 3.19.

Al igual que los resultados obtenidos para la biomasa fresca total y del sistema radicular, el mayor contenido de materia seca de la raíz se presentó en las plántulas a las que se les aplicó una dosis de 1,5 y 2,0 mL/L de Fosfirend.

El desarrollo favorable de las plántulas a las que se les suministro el producto se puede deber a que, al preparar las soluciones, el fosfito de potasio (KH_2PO_3) se disoció a K^+ y H_2PO_3^- , que son iones fácilmente absorbidos por las plántulas y al ingresar estos por vía foliar, hubo una compensación del K, cuya disponibilidad se vio restringida por el pH del sustrato bovino.

Tabla 3.22. Biomasa seca de la raíz a los 30 DDS

TRATAMIENTO	PSR
T-0,0	0,0282 ± 0,00 c
TE-0,0	0,0194 ± 0,00 c
E-0,0	0,0148 ± 0,00 c
T-1,5	0,0272 ± 0,00 b
TE-1,5	0,0216 ± 0,00 b
E-1,5	0,0184 ± 0,00 b
T-2,0	0,0297 ± 0,00 ab
TE-2,0	0,0212 ± 0,00 ab
E-2,0	0,0174 ± 0,00 ab
T-2,5	0,0252 ± 0,00 dc
TE-2,5	0,0202 ± 0,00 dc
E-2,5	0,0164 ± 0,00 dc

Media ± DS, n = 4. Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales para el factor dosis de Fosfirend con un 95 % de confianza ($p < 0,05$) según la prueba LSD

Por otro lado, se puede notar que la menor biomasa fresca y seca se obtuvo con el aumento de la concentración de Fosfirend, es decir con la dosis de 2,5 mL/L, cuyos resultados fueron equivalentes a los del tratamiento control en los que no se aplicó el producto. La causa puede atribuirse al ion fosfito (H_2PO_3^-) que se absorbe y transloca fácilmente dentro de la plántula, pero al contrario de los fosfatos, no es una fuente asimilable de fósforo.

En la presente investigación la fertilización vía radical se realizó con fosfatos como fuente de fósforo por lo que las plántulas a las que se les aplicó 1,5 y 2,0 mL/L de Fosfirend (equivalentes a 1,93 y 2,57 mM de fosfito) pudieron haber experimentado el efecto que encontró Förster et al. (1998), quienes reportaron que la aplicación combinada de 1 mM de fosfato con 0,3 mM de fosfito incrementaba el peso seco foliar de plántulas de tomate. Según Abel et al. (2002), una concentración de fosfito superior a 2 mM inhibe el crecimiento de la planta (p. 6), sin embargo este efecto negativo no se evidenció sino hasta aplicar la máxima dosis de Fosfirend (2,5 mL/L equivalente a 3,22 mM de fosfito). La mayor concentración de fosfito pudo haber interferido en la asimilación de los fosfatos, provocando de esta manera el menor desarrollo de los plantines, y como

resultado se registró una menor biomasa fresca y un menor peso seco de la raíz. Las transformaciones realizadas para reportar las equivalencias de concentración en mM se encuentran en el Anexo X.

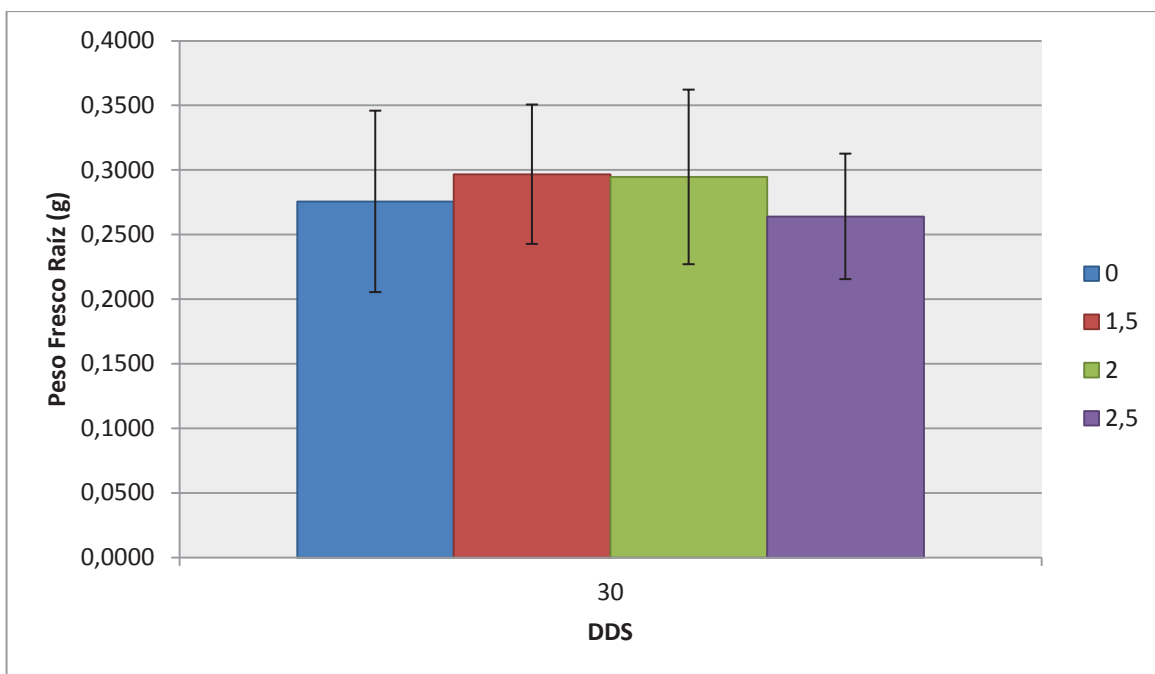


Figura 3.17. Peso de la raíz de las plántulas desarrolladas con diferentes dosis de Fosfirend

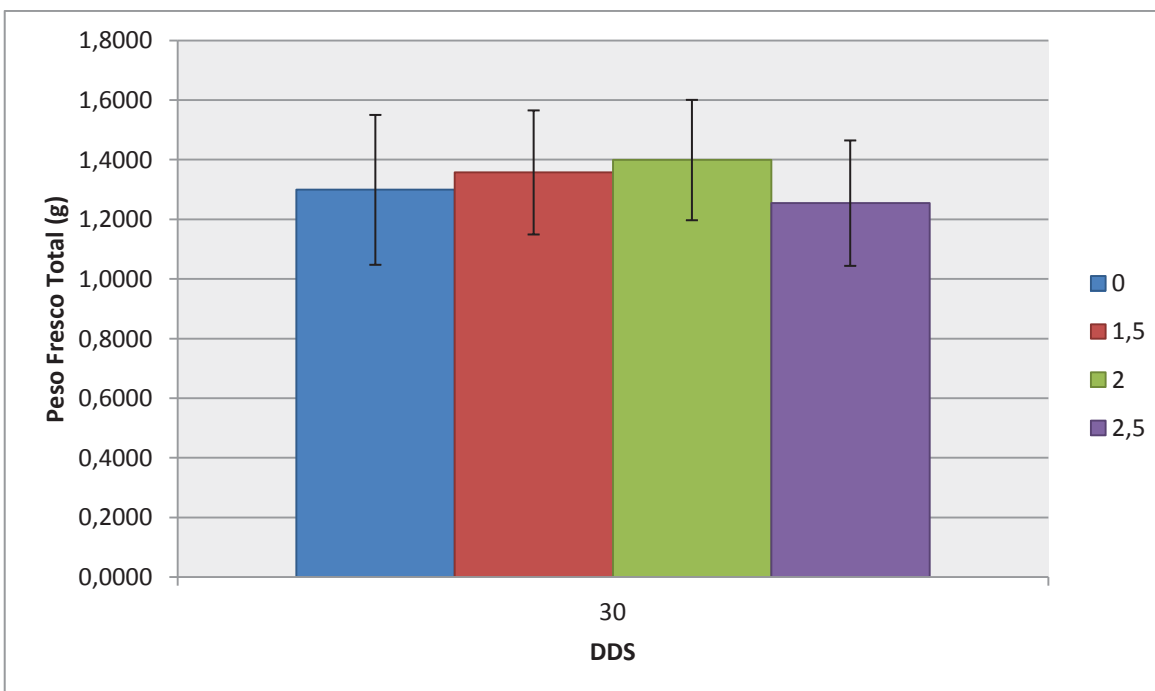


Figura 3.18. Peso total de las plántulas desarrolladas con diferentes dosis de Fosfirend

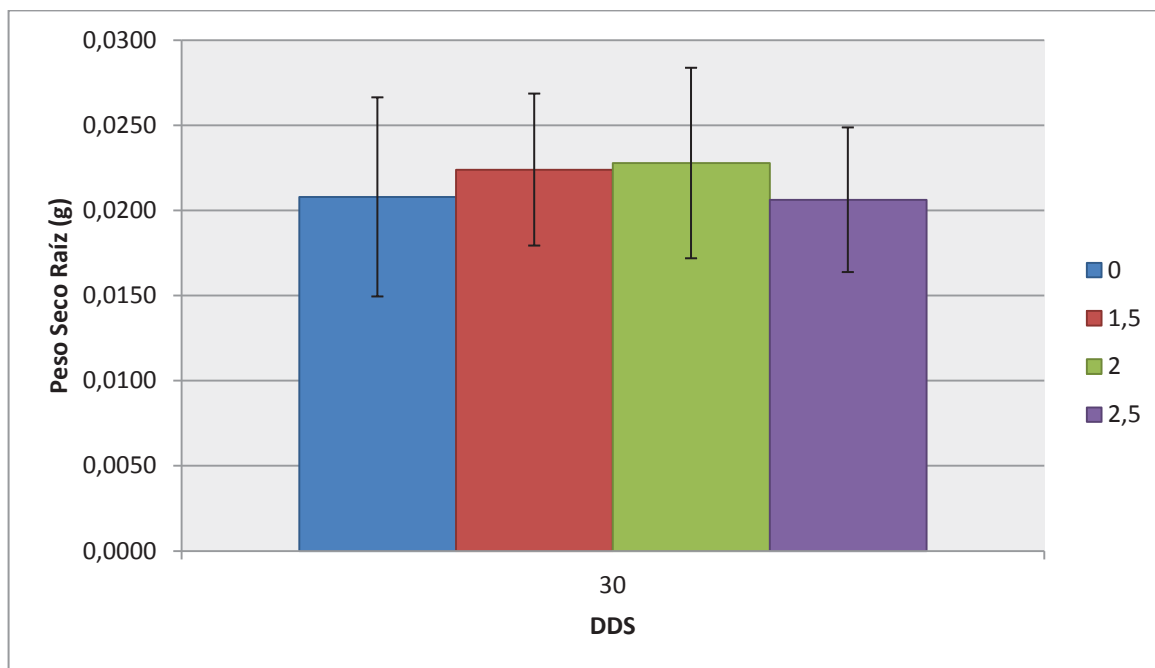


Figura 3.19. Peso seco de la raíz de las plántulas desarrolladas con diferentes dosis de Fosfirend

Es necesario acotar que mientras mayor sea el contenido de materia seca de la planta, esta será más resistente al estrés causado por el trasplante, incluso a temperaturas bajas (Castillo et al., 2004, p. 90). Esto sugiere que las plántulas desarrolladas en el sustrato T tendrán mayor resistencia al estrés por el trasplante, en comparación con las plántulas de los sustratos TE y E. Así como también serán más resistentes las plántulas a las que se les aplique una dosis de Fosfirend de 1,5 mL/L, en comparación con las plántulas a las que no se les aplique el producto o a las que se les suministre 2,5 mL/L de Fosfirend.

3.2.2.6. Calidad de adobe

Se denomina adobe al agregado que forma el sustrato con las raíces de las plántulas, y se considera apropiado cuando permite el buen desarrollo radicular, mantiene la integridad de las raíces, adopta la forma y tamaño de la celda de la bandeja y su extracción es simple, sin que ocasione daños a la plántula al levantarla desde el tallo (Quesada y Méndez, 2005, p. 181).

Como se observa en la Figura 3.20, la extracción de las plántulas desarrolladas en los diferentes medios de cultivo no presentó problema alguno de separación del sustrato de la bandeja, ni se presentaron daños en las plántulas.



Figura 3.20. Plántulas extraídas de las bandejas de cada sustrato (T, TE y E)

Los adobes formados por las raíces de los plantines desarrollados con los diferentes tratamientos se muestran en la Figura 3.21.

Se puede notar que los adobes de todos los tratamientos tienen la forma y el tamaño de la celda de la bandeja, y se observa que mantienen la integridad de las raíces.

En cuanto al desarrollo radicular, las diferencias no son muy evidentes en dependencia de la dosis de Fosfirend aplicada; por el contrario, si se analiza a nivel del medio de cultivo, se puede decir que el mejor crecimiento de las raíces se obtuvo en el sustrato T, luego en TE y por último en E.

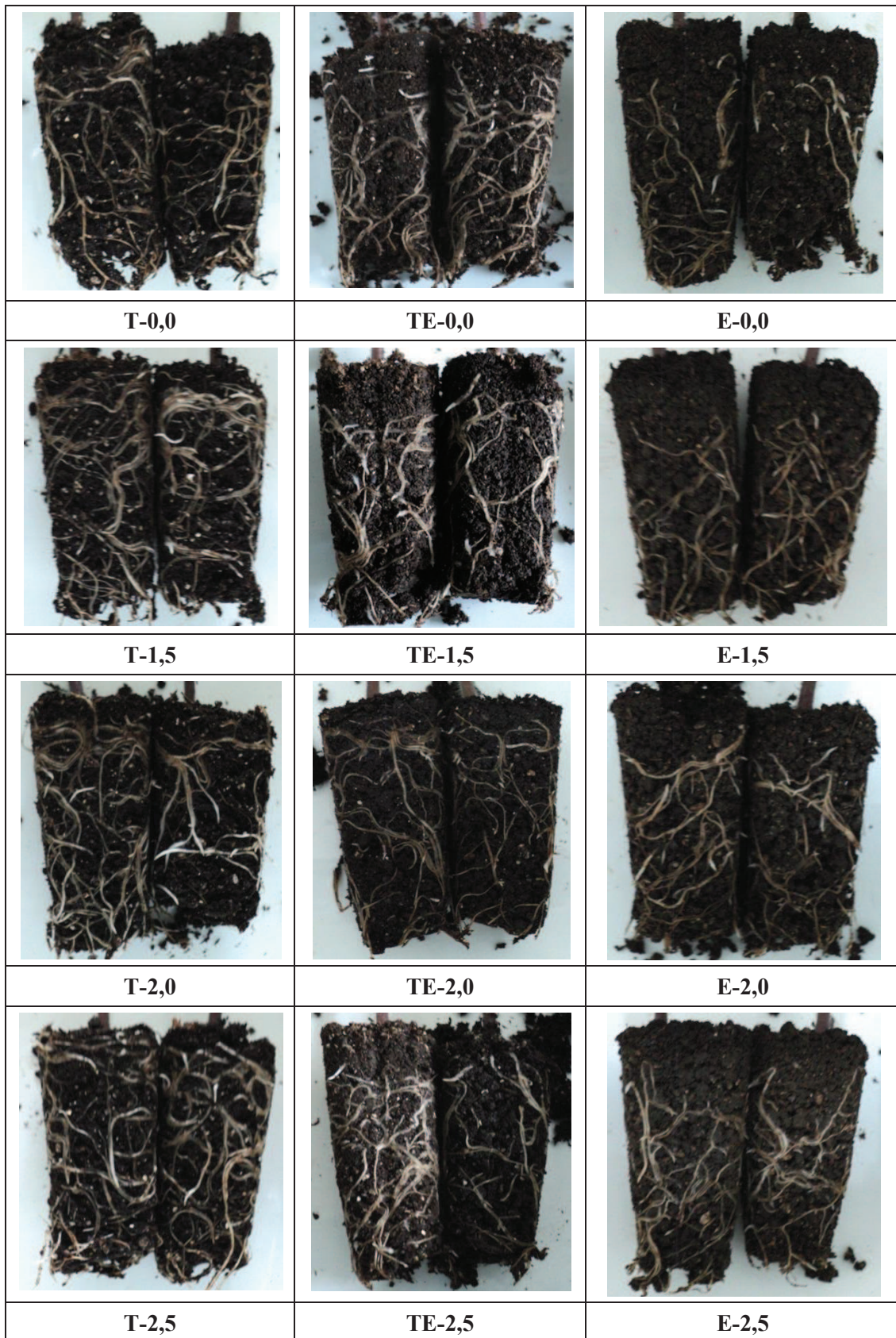


Figura 3.21. Calidad de adobe de los diferentes tratamientos

"La manera como se distribuyen las raíces alrededor del sustrato en el adobe es un indicador de la uniformidad y homogenización del medio" (Quesada y Méndez, 2005, p. 181); por tanto, los sustratos T y TE son más uniformes y homogéneos que E, ya que en este último las raíces se concentraron en alguna parte del adobe, mientras que en otras partes no se observan raíces.

3.2.2.7. Presencia de enfermedades

Ninguna plántula presentó síntomas de enfermedades, tanto para los tratamientos control a los que se les suministró 0,5 mL/L del fungicida-bactericida Phyton, como para los tratamientos con dosis de Fosfirend de 1,5 mL/L, 2,0 mL/L y 2,5 mL/L. Esto pudo significar que la dosis más baja aplicada fue igual de efectiva en la prevención de enfermedades que la dosis más alta, e incluso que el fungicida control.

Sin embargo, no se puede atribuir totalmente la ausencia de enfermedades a la aplicación del agroquímico debido a que, según otras investigaciones, las concentraciones aplicadas de quitosano (0,026 mg/mL, 0,034 mg/mL, 0,043 mg/mL) no serían suficientes como para provocar un efecto antimicrobiano, mientras que las concentraciones aplicadas de fosfito (0,1545 mg/mL, 0,2060 mg/mL y 0,2575 mg/mL) podrían haber mostrado un efecto, pero solo en determinados microorganismos como se detalla más adelante. Las transformaciones realizadas para reportar las equivalencias de concentración del quitosano se encuentran en el Anexo X.

Con respecto al quitosano, una concentración de 1 mg/mL es capaz de reducir el crecimiento *in vitro* de varios hongos y oomicetos, con excepción de los zigomicetos que tienen este compuesto como componente de su pared celular (El Hadrami, Adam, El Hadrami y Daayf, 2010, p. 970). La aplicación de esta concentración de forma foliar a plántulas de tomate otorga un grado de protección del 99 % contra el hongo *Phytophthora infestans* (Atia, Buchenauer, Aly y Abou, 2005, p. 183) y se logra retrasar la penetración del hongo *Fusarium oxysporum* f.

sp. radialis-lycopersici a la epidermis de la raíz, además impide la llegada de este microorganismo a los conductos vasculares y puede causar cambios morfológicos a los hongos, los cuales pueden presentar hifas de formas y tamaños anormales (Benhamou y Thériault, 1992, pp. 43, 45). En consecuencia, las concentraciones de quitosano aplicadas a través del Fosfirend no podrían impedir las infecciones de microorganismos.

En cuanto al fosfito, una concentración de 1 mM evita la enfermedad causada por *Phytophthora capsici* en plantas de pimiento verde (Förster et al, 1998, p. 1168). Así mismo, una concentración tan baja como 0,069 mg/mL puede inhibir totalmente el crecimiento radial *in vitro* de *Phytophthora citricola* y *Phytophthora cinnamomi* (Fenn y Coffey, 1984, p. 609), y en ensayos foliares *in vitro* con plántulas de tomate cv. Casino Royal se demostró que una concentración de 0,180 mg/mL impide la expansión de la lesión causada por el hongo *Phytophthora capsici* (Fenn y Coffey, 1985, p. 1066).

Por tanto, la ausencia de enfermedades en las plántulas puede ser atribuida a un efecto conjunto de la actividad del fosfito y de los siguientes factores:

- Un buen manejo preventivo, que incluyó la desinfección de las bandejas y de los sustratos, así como el control de plagas que pueden ser vectores de enfermedades.
- La actividad supresora contra agentes fitopatógenos por el uso de materia orgánica como sustratos (Noble y Coventry, 2005, pp.4, 7, 11; Bailey y Lazarovits, 2003, pp. 173, 175).
- Y los compuestos orgánicos volátiles (COV), liberados por las hojas de tomate, que pueden inhibir el crecimiento microbiano y alejar plagas herbívoras, por lo que desempeñan un papel importante en la defensa de las plantas. Se ha comprobado que las hojas jóvenes liberan mayor cantidad de COV y que estos compuestos tienen mejor actividad antifúngica contra *B. cinerea* y *F. oxysporum*, en comparación con los COV liberados por hojas adultas y viejas (Zhang y Chen, 2009, pp. 332-335).

3.2.2.8. Selección del mejor tratamiento

Solamente la variable de respuesta índice de robustez fue mejor en el sustrato E. Esto se debió al menor tamaño de las plántulas, que pudo ser ocasionado por una deficiencia nutricional desencadenada por el pH alcalino de este sustrato.

Si se recuerdan las características descritas por Romero (2003) para las plántulas de hortalizas adecuadas para el trasplante, y tomando en cuenta los mejores resultados de las variables de respuesta medidas, se puede determinar que la mezcla de turba comercial (sustrato T) fue el mejor medio de cultivo para el desarrollo de las plántulas de tomate cv. Nemo Netta.

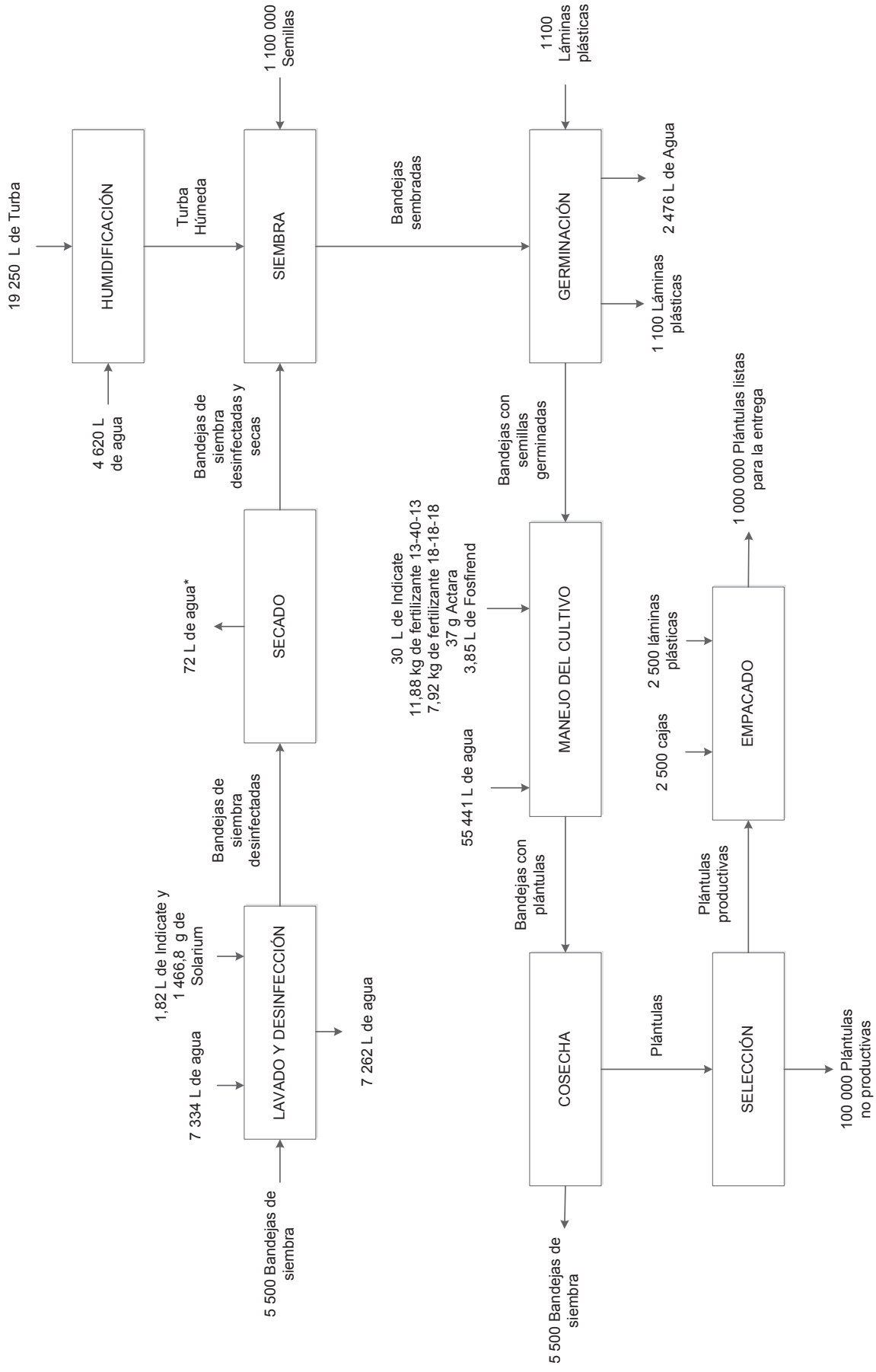
A pesar de esto, sería conveniente no dejar de lado al sustrato bovino solo o en mezcla para futuras investigaciones, ya que puede realizarse una corrección del pH con azufre u otros compuestos ácidos. Además, se podrían hacer mezclas con otros residuos fácilmente disponibles en el país para mejorar sus propiedades físicas, especialmente la porosidad.

En cuanto a las dosis de Fosfirend aplicadas los mejores resultados se obtuvieron con la dosis de 1,5 mL/L. Por tanto, el mejor tratamiento obtenido fue el T-1,5.

3.3. DISEÑO DE LAS INSTALACIONES

Para el diseño y dimensionamiento de la plantinera es necesario conocer el proceso productivo y la cantidad de materiales e insumos necesarios para la producción, por lo que a continuación se muestra un diagrama de bloques (BFD).

Los cálculos de las cantidades de los materiales e insumos necesarios se encuentran en el Anexo XIII.



* Aproximadamente 1 % del agua para lavado y desinfección

Además, se requiere conocer el programa de trabajo y el número de personas necesarias para cumplir el mismo.

Para producir 1 100 000 plántulas de forma mensual, en promedio se deberán sembrar 275 bandejas diarias, considerando 20 días laborables.

La planificación de la producción se muestra en el diagrama de Gantt de la Figura 3.22, en el que se demuestra que el proceso puede llevarse a cabo en una sola jornada de 8 h laborables.

Actividad/horas	8h00	9h00	10h00	11h00	12h00	13h00	14h00	15h00
Lavado y desinfección de bandejas	■							
Humidificación	■	■						
Llenado de bandejas		■	■	■				
Colocación de semillas		■	■	■	■			
Tapado			■	■	■			
Colocación en germinador				■	■	■		
Paso a invernadero					■	■	■	
Traslado área de empaque						■	■	■
Selección y empaque							■	■

Figura 3.22. Planificación de la producción de forma diaria

La planta de producción será semi-tecnificada, debido a que la actividad correspondiente a la humidificación del sustrato se realizará en una mezcladora y las semillas se conservarán en una cámara de refrigeración a 15 °C. La capacidad que deben tener los equipos para poder cumplir el programa de trabajo se muestra en el Anexo XIII.

Para la mano de obra directa serán necesarios 8 operarios, 7 de ellos se encargarán de las actividades en planta y 1 para las actividades de invernadero. También se debe tomar en cuenta el personal técnico administrativo, por lo cual se realizó un organigrama de la empresa que se muestra en la Figura 3.23.

Con los conocimientos anteriores y la legislación correspondiente a la edificación de establecimientos industriales, se pueden dimensionar las diferentes áreas de las instalaciones. Algunos ejemplos del dimensionamiento de las áreas se muestran en el Anexo XV.

La superficie total del terreno necesaria para la construcción de la plantinera es de 3 400 m². De esta, 1 236,4 m² corresponden a exteriores, parqueaderos, patio de carga y descarga, guardianía, espacios verdes y cerramientos, mientras que la superficie restante está dividida en las siguientes áreas:

- Área de transición, correspondiente a los baños y vestidores para hombres y mujeres que constituyen la mano de obra directa. Su superficie es de 70,0 m².
- Área fabril, donde se localiza la línea de producción a excepción del invernadero. Su extensión es de 174,3 m².
- Invernadero, sitio donde se desarrollan las plántulas. Cuenta con un área de 1730 m².
- Área de fertilización y bodegas, que incluye el cuarto de fertilización y del generador de energía eléctrica, bodega de productos fitosanitarios y fertilizantes, bodega de herramientas y bodega de insumos. Tiene una superficie de 79,1 m².
- Área administrativa, donde labora el personal ejecutivo-administrativo. Tiene una superficie de 60,8 m².
- Adicionalmente, existe un área de cocina y comedor con una superficie de 49,4 m².



Figura 3.23. Organigrama de la empresa

En el Anexo XVI se exponen los planos de las instalaciones agrícolas necesarias para la producción de plántulas de tomate, con las dimensiones correspondientes.

En el plano, también se detallan los flujos de personal y de materia prima y producto dentro de las instalaciones. Siguiendo su recorrido se puede notar que no existen cruces de ningún tipo que puedan causar inconvenientes o retrasar la producción.

3.4. COSTOS DE PRODUCCIÓN

Los valores asignados para la estimación de costos son referenciados a Febrero del 2014.

Las componentes de los costos de producción están organizados de la siguiente manera:

- materia prima
- mano de obra directa
- carga fabril

3.4.1. MATERIA PRIMA

Los costos por concepto de materia prima se muestran en la Tabla 3.23.

Tabla 3.23. Costos de materia prima

Materia prima	Costo anual (USD/año)
Semillas	760 320
Sustrato	87 134
Total	847 454

3.4.2. MANO DE OBRA DIRECTA

La mano de obra directa la constituyen únicamente los operarios. El número de trabajadores necesarios y el sueldo asignado se muestran en la Tabla 3.24.

Tabla 3.24. Costos por mano de obra directa

Personal	Salario*	Número	Costo anual (USD/año)
Operarios	420	8	40 320
TOTAL MANO DE OBRA DIRECTA		8	40 320

*Incluye los beneficios de ley

3.4.3. CARGA FABRIL

Los costos por carga fabril corresponden a los valores de:

- mano de obra indirecta
- insumos
- suministros
- depreciación
- reparación y mantenimiento
- seguros
- imprevistos

3.4.3.1. Mano de obra indirecta

El número de trabajadores que constituyen la mano de obra indirecta y su sueldo asignado se muestran en la Tabla 3.25.

Tabla 3.25. Costos por mano de obra indirecta

Personal	Salario*	Número	Costo anual (USD/año)
Gerente técnico-administrativo	2 500	1	30 000
Secretario-contador	900	1	10 800
Guardia	480	1	5 760
TOTAL MANO DE OBRA INDIRECTA		3	46 560

*Incluye los beneficios de ley

3.4.3.2. Insumos

Los costos correspondientes a los insumos se muestran en la Tabla 3.26.

Tabla 3.26. Costos por concepto de insumos

Insumos	Costo anual (USD/año)
Agroquímicos	6 310
Cartones	41 760
Bandejas	16 620
Tinas de llenado de bandejas (4)	100
Material de limpieza	1 200
Total	65 990

3.4.3.3. Suministros

Los costos correspondientes a los suministros se muestran en la Tabla 3.27. El cálculo correspondiente a los costos por consumo de agua y energía eléctrica se muestran en el Anexo XVII.

Tabla 3.27. Costos por concepto de suministros

Suministros	Costo anual (USD/año)
Energía eléctrica	117
Agua	755
Combustible	372
Total	1244

3.4.3.4. Depreciación

La depreciación se realiza para las construcciones, maquinaria y equipos, equipos de oficina, imprevistos de la inversión fija y los gastos de puesta en marcha. El

valor de la maquinaria y equipos se muestra en la Tabla 3.28, mientras que los costos por concepto de depreciación se muestran en la Tabla 3.29.

Tabla 3.28. Costos de maquinaria y equipos

Maquinaria y equipos	Cantidad	Valor (USD)	Total (USD)
Mezcladora	1	1 570	1 570
Calefactores	2	150	300
Sistema de riego	1	4 500	4 500
Mini Refrigerador	1	390	390
Generador de energía eléctrica	1	2 000	2 000
Medidor de pH y C.E.	1	430	430
Balanza	1	560	560
Termohigrómetro con datalogger	2	410	820
Coches	2	250	500
Marcador de bandejas	1	700	700
Total			11 770

Tabla 3.29. Costos por concepto de depreciación

Concepto	Valor (USD)	Vida útil (años)	Costo anual (USD/año)
Construcciones	200 000	20	10 000
Invernadero	15 600	8	1 950
Mesones, mesas de siembra y selección	5 400	10	540
Maquinaria y equipos	11 770	10	1 177
Camión	27 600	5	5 520
Computadoras (2)	3 300	3	1 100
Imprevistos de la inversión fija	14 426	10	1 443
Gastos de puesta en marcha	3 000	10	300
Total			22 030

3.4.3.5. Reparación y mantenimiento

Los costos por reparación y mantenimiento de la maquinaria, equipos, construcciones e invernadero se muestran en la Tabla 3.30.

Tabla 3.30. Costos por reparación y mantenimiento

Reparación y Mantenimiento	%	Valor (USD)	Costo anual (USD/año)
Maquinaria y equipos	2	11 770	235
Camión	5	27 600	1 380
Construcciones	2	200 000	4 000
Invernadero	2	15 600	312
Total			5 927

3.4.3.6. Seguros

Los costos por concepto de seguros se muestran en la Tabla 3.31.

Tabla 3.31. Costos por concepto de seguros

Seguros	%	Valor (USD)	Costo anual (USD/año)
Maquinaria y equipos	1	11 770	118
Camión	4	27 600	1 104
Construcciones	1	200 000	2 000
Invernadero	1	15 600	156
Total			3 378

3.4.3.7. Imprevistos

Como imprevistos de la carga fabril se considerará el 3 % de los rubros anteriores, como se muestra en la Tabla 3.32.

Tabla 3.32. Imprevistos de la carga fabril

Denominación	Valor	%	Costo (USD/año)
Carga Fabril	145 129	3	4 354

Como se observa en la Tabla 3.33, el costo total de producción para la entrega anual de 12 000 000 de plántulas de tomate es de 1 037 300 USD. El mayor porcentaje del costo está representado por la materia prima con un 73,3 %, esto se debe a que las semillas son certificadas, con alto porcentaje de germinación y mejoradas genéticamente por laboratorios Israelitas, por lo que su importación constituye un valor elevado, así mismo la turba es importada de Canadá por lo que su costo también es representativo.

Tabla 3.33. Costos de producción de plántulas de tomate cv. Nemo Netta

Rubro	Costo anual (USD/año)	%
Materia prima directa		
Semillas	760 320	73,3
Sustrato	87 134	8,4
Mano de obra directa		
Operarios	40 320	3,9
Carga Fabril		
Mano de obra indirecta	46 560	4,5
Insumos	65 990	6,4
Suministros	1 244	0,1
Depreciación	22 030	2,1
Reparación y mantenimiento	5 927	0,6
Seguros	3 378	0,3
Imprevistos	4 354	0,4
Total	1 037 257	100,0

Para determinar los costos unitarios de producción es necesario conocer los siguientes gastos:

- gastos de venta
- gastos de administración
- gastos de financiamiento

Los gastos de venta corresponden a publicidad y propaganda por lo que se puede asumir o fijar su valor.

Los gastos de administración se encuentran en la Tabla 3.34 y con mayor detalle el desglose de sus componentes se encuentra en el Anexo XVIII.

Tabla 3.34. Gastos de Administración

Rubro	Valor (USD)	%
Depreciación otros activos	389	55,3
Gastos de oficina	300	42,7
Imprevistos*	14	2,0
Total	703	100,0

*2% de los rubros anteriores

Los gastos de financiamiento se encuentran en la Tabla 3.35. El financiamiento se realizará a través de una institución bancaria que maneja una tasa de interés del 12 %.

Tabla 3.35. Gastos de financiamiento

Rubro	Valor (\$)	%
Inversión Fija		
Terreno y construcciones	465 200	59,9
Maquinaria y equipo	11 770	1,4
Camión	27 600	3,6
Otros activos	3 892	0,5
Imprevistos*	14 426	1,9
Capital de Operación (3 meses)		
Materia prima	211 864	27,3
Mano de obra directa	10 080	1,3
Carga fabril**	31 863	4,1
Gastos de administración	176	0,0
Gastos de venta	300	0,0
Inversión Total	777 170	100,0
Capital propio	310 868	40,0
Financiamiento	466 302	60,0
Intereses	55 956	

* 3 % de los rubros anteriores

** sin considerar depreciación

Como se muestra en la Tabla 3.36, el costo de producción por plántula es de 9,1 ctvs. El mayor porcentaje de este valor corresponde a los costos de producción, no obstante un porcentaje considerable se debe a los gastos de financiamiento, debido a que la inversión inicial es alta (777 170 USD) y consecuentemente los intereses también lo son (55 956 USD).

Tabla 3.36. Costo unitario de producción y de venta para plántulas de tomate cv. Nemo Netta

Rubro	Valor (USD)	%
Costo de producción	1 037 257	94,7
Costo de ventas	1 200	0,1
Gastos de administración y generales	703	0,1
Gastos de financiamiento	55 956	5,1
Total	1 095 116	100,0
Unidades de venta	12 000 000	
Costo unitario	0,091	76,9
Ganancia (30 % del costo unitario)	0,027	23,1
Costo de venta unitario	0,119	100,0

Si se considera como margen de ganancia un 30 % del costo unitario de producción, entonces el costo de venta por plántula tendría que ser de 11,9 ctvs, un valor que se encuentra dentro del rango de precios unitarios comerciales de otras plantineras. Además, se tendría una utilidad bruta de 390 743 USD.

Por otro lado si se utilizara el estiércol bovino seco, cuyo costo es de 5 USD por carretilla que equivale a 1 paca de turba comercial, como sustrato al 50 % en la mezcla TE, los costos de producción se reducirían en un 3,3 %, resultando en un costo de 8,8 ctvs/plántula y el precio de venta sería de 11,4 ctvs. Mientras que, si se empleara el estiércol bovino al 100 %, los costos de producción disminuirían en un 6,6 %, por lo que el costo unitario de producción sería de 8,5 ctvs y su costo de venta de 11,0 ctvs, lo cual constituiría una ventaja competitiva; o a su vez incrementaría el margen de ganancias, siendo la utilidad bruta de 428 910 USD y 467 077 USD respectivamente.

4. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

4.1. CONCLUSIONES

1. La capacidad germinativa de las semillas de tomate se vio afectada por el tipo de sustrato utilizado, siendo el sustrato turba comercial (T) el que presentó mayor porcentaje y tasa de germinación (97 % y $0,187 \text{ d}^{-1}$), seguido por la mezcla turba-estiércol (TE; 93 % y $0,174 \text{ d}^{-1}$) y por último el sustrato estiércol bovino (E; 90 % y $0,163 \text{ d}^{-1}$).
2. Los parámetros altura, diámetro y biomasa de las plántulas de tomate presentaron diferencias estadísticamente significativas en dependencia del tipo de sustrato utilizado. El mejor desarrollo de los plantines fue observado en el sustrato T, donde se alcanzó en promedio una altura de 8,31 cm, un diámetro de 2,77 mm, una biomasa fresca total de 1,4357 g y una biomasa seca total de 0,1543 g.
3. El desarrollo de las plántulas de tomate en el sustrato E se vio afectado por las características físico-químicas del medio de cultivo, especialmente por la porosidad (72,2 %) que impidió un buen desarrollo radicular, la conductividad eléctrica (4,08 dS/m) que provocó estrés salino y la menor disponibilidad de nutrientes, causada por el pH alcalino (7,61).
4. El número de hojas verdaderas fue igual para los plantines desarrollados en los 3 sustratos; sin embargo, las plántulas desarrolladas en T tuvieron una mayor superficie foliar, lo cual pudo haber contribuido al mejor desarrollo de las plántulas al favorecer el proceso fotosintético.
5. Las diferentes dosis de Fosfirend aplicadas solo tuvieron un efecto estadísticamente significativo en los pesos fresco y seco de las plántulas, siendo la dosis de 1,5 mL/L la que permitió obtener la mayor acumulación de biomasa.

6. Los plantines de tomate obtenidos con los diferentes tratamientos presentaron buenas características fitosanitarias. La ausencia de enfermedades fue causa de un buen manejo preventivo por la desinfección de bandejas y sustratos, así como por el uso de Fosfirend, empleo de sustratos orgánicos y la liberación de compuestos orgánicos volátiles por las hojas de las plántulas.
7. El estiércol bovino puede ser un buen sustrato para desarrollar plántulas de tomate que van a ser trasplantadas a campo a abierto, pues su alta densidad aparente (0,63 g/mL) induce un mejor anclaje de las raíces; no obstante, sería necesario corregir su pH con el fin de mejorar la disponibilidad de nutrientes.
8. Se diseñaron las instalaciones agrícolas necesarias para la producción de plántulas de tomate, sin presentar cruces de personal, materia prima o insumos. El área necesaria para su construcción es de 3 400 m² y la inversión inicial estimada de 777 200 USD. El costo unitario de producción resultante fue de 9,1 ctv.
9. El uso de estiércol bovino como medio de cultivo, ya sea en mezcla con turba comercial (sustrato TE) o solo (sustrato E) puede disminuir los costos de producción en un 3,3 % (8,8 ctvs/plántula) y 6,6 % (8,5 ctvs/plántula) respectivamente, lo cual constituiría una ventaja competitiva frente a otras plantineras.

4.2. RECOMENDACIONES

1. Estudiar cómo afecta el tipo de sustrato utilizado en la producción de plántulas en el rendimiento y productividad pos-trasplante.

2. Evaluar métodos de corrección del pH del sustrato bovino y opciones de mezclas con otros materiales de origen local, como la cascarilla de arroz, para mejorar sus propiedades físicas.
3. Realizar pruebas microbiológicas en las que se inocule microorganismos fitopatógenos para determinar las mejores dosis y tiempo de aplicación de quitosano y fosfito de potasio, de forma independiente, para desarrollar resistencia a enfermedades en las plántulas.
4. Realizar un estudio de mercado y de factibilidad financiera de la creación de la plantinera diseñada en la presente investigación.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Abad, M. (2001). Sustratos para el cultivo sin suelo. En Nuez, F. (Ed.). *El cultivo de tomate* (pp. 131-166). Madrid, España: Mundi Prensa
2. Abel, S. Ticconi, C. y Delatorre, C. (2002). Phosphate sensing in higher plants. *Physiologia Plantarum*, 115(1), 1-8. doi: 10.1034/j.1399-3054.2002.1150101.x
3. Ali, M. (2010). *Fundamentals of Irrigation and On-farm Water Management*. doi: 10.1007/978-1-4419-6335-2
4. Al-Karaki, G. (2000). Growth, sodium, and potassium uptake and translocation in salt stressed tomato. *Journal of Plant Nutrition*, 23(3), 369-379. doi: 10.1080/01904160009382023
5. Amini, F., Ehsanpour, A., Hoang, Q. y Shin, J. (2007). Protein Pattern Changes in Tomato under in vitro Salt Stress. *Russian Journal of Plant Physiology*, 54(4), 464-471. doi: 10.1134/S102144370704005X
6. Appenroth, K., Lenk, G., Goldau, L. y Sharma, R. (2006). Tomato seed germination: regulation of different response modes by phytochrome B2 and phytochrome A. *Plant, Cell and Environment*, 29(4), 701-709. doi: 10.1111/j.1365-3040.2005.01455.x
7. Argerich, C., Bradford, K. y Ashton, F. (1990). Influence of Seed Vigor and Preplant Herbicides on Emergence, Growth, and Yield of Tomato. *HortScience*, 25(3), 288-291. Recuperado de <http://hortsci.ashspublications.org/content/25/3/288.full.pdf+html> (Noviembre, 2013)
8. Argerich, C., Troilo, L., Rodríguez, M., Izquierdo, J., Strassera, M., Balcaza, L., Dal Santo, S., Miranda, O., Rivero, M., González, G., Iribarren, M. (2011). *Manual de Buenas Prácticas Agrícolas en la Cadena de Tomate*.

Recuperado de http://64.76.123.202/SAGPYA/economias_regionales/_fao/03_capitulo3.pdf (Noviembre, 2013)

9. Atia, M., Buchenauer, H., Aly, A. y Abou, M. (2005). Antifungal Activity of Chitosan Against *Phytophthora infestans* and Activation of Defence Mechanisms in Tomato to Late Blight. *Biological Agriculture & Horticulture: An International Journal for Sustainable Production Systems*, 23(2), 175-197. doi: 10.1080/01448765.2005.9755319
10. Ayers, R. y Westcot, D. (1994). Water quality evaluation. *Water quality for agriculture*, 29(1). Recuperado de <http://www.fao.org/docrep/003/t0234e/T0234E01.htm#ch1.4>
11. Babušík, M. (2013). Diámetro interior y caudal máximo en tubos. Recuperado de <http://www.lotusmallorca.com/aplicaciones2.htm> (Abril, 2014)
12. Bailey, K. y Lazarovits, G. (2003). Suppressing soil-borne diseases with residue management and organic amendments. *Soil and Tillage Research*, 72(2), 169-180. doi: 10.1016/S0167-1987(03)00086-2
13. Banco Central del Ecuador. (2005a). *Programa de Encuestas de Coyuntura 1er trimestre 2005*. Recuperado de <http://contenido.bce.fin.ec/documentos/PublicacionesNotas/Catalogo/Encuestas/Coyuntura/Integradas/etc200501.pdf> (Agosto, 2013)
14. Banco Central del Ecuador. (2005b). *Programa de Encuestas de Coyuntura 3er trimestre 2005*. Recuperado de <http://contenido.bce.fin.ec/documentos/PublicacionesNotas/Catalogo/Encuestas/Coyuntura/Integradas/etc200503.pdf> (Agosto, 2013)
15. Banco Central del Ecuador. (2006). *Programa de Encuestas de Coyuntura 1er trimestre 2006*. Recuperado de <http://contenido.bce.fin.ec/documentos/>

PublicacionesNotas/Catalogo/Encuestas/Coyuntura/Integradas/etc200601.pdf (Agosto, 2013)

16. Banco Central del Ecuador. (2010). *Encuestas de Coyuntura 3er trimestre 2010*. Recuperado de <http://contenido.bce.fin.ec/documentos/PublicacionesNotas/Catalogo/Encuestas/Coyuntura/Integradas/etc201003.pdf> (Agosto, 2013)
17. Banco Central del Ecuador. (2012). *Encuestas de Coyuntura 3er trimestre 2012*. Recuperado de <http://contenido.bce.fin.ec/documentos/PublicacionesNotas/Catalogo/Encuestas/Coyuntura/Integradas/etc201203.pdf> (Agosto, 2013)
18. Banco Central del Ecuador (2013). Consulta de totales por Nandina de semillas de tomates (*Lycopersicum* spp.). Recuperado de http://www.portal.bce.fin.ec/vto_bueno/ComercioExterior.jsp (Agosto, 2013)
19. Benhamou, N. (2006). *Multigenic and Induced Systemic Resistance in Plants*. doi: 10.1007/0-387-23266-4_4
20. Benhamou, N. y Thériault, G. (1992). Treatment with chitosan enhances resistance of tomato plants to the crown and root rot pathogen *Fusarium oxysporum* f . sp. *radicis-lycopersici*. *Physiological and Molecular Plant Pathology*, 41(1), 33-52. doi: 10.1016/0885-5765(92)90047-Y
21. Bewley, J., Bradford, K., Hilhorst, H. y Nonogaki, H. (2013). *Seeds: Physiology of Development, Germination and Dormancy*. doi: 10.1007/978-1-4614-4693-4
22. Bhatia, P., Ashwath, N., Senaratna, T. y Midmore, D. (2004). Tissue culture studies of tomato (*Lycopersicon esculentum*). *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*, 78(1), 1-21. doi: 10.1023/B:TICU.0000020430.08558.6e

23. Biorend. (2013). *Folleto Fosfirend*. Recuperado de http://www.biorend.cl/files/Fosfirend_Folleto.pdf (Junio, 2013)
24. Blancard, D. (2012). *Tomato diseases: Identification, biology and control*. (2da. ed.). Londres, Reino Unido: Manson Publishing
25. Blum, A. (2011). *Plant Breeding for Water-Limited Environments*. doi: 10.1007/978-1-4419-7491-4_2
26. Briz, J. (2004). *Naturación urbana: cubiertas ecológicas y mejora medioambiental*. Recuperado de http://books.google.com.ec/books?id=gnW-pizoo4C&printsec=frontcover&hl=es&source=gbs_ge_summary_r&cad=0#v=onepage&q&f=false (Diciembre, 2013)
27. Camejo, D. y Torres, W. (2000). La salinidad y su efecto en los estadios iniciales del desarrollo de dos cultivares de tomate (*Lycopersicon esculentum*, Mill). *Cultivos Tropicales*, 21(2), 23-26. Recuperado de <http://200.14.48.83/antiores/pdf/2000/2/CT21209.pdf> (Diciembre, 2013)
28. Cannavo, P. y Michel, J. (2013). Peat particle size effects on spatial root distribution, and changes on hydraulic and aeration properties. *Scientia Horticulturae*, 151, 11-21. doi: 10.1016/j.scienta.2012.12.021
29. Castillo, J., Herrera, F., López, R., López, F., López, L. y Fernández, E. (2004). Municipal Solid Waste (MSW) Compost as a Tomato Transplant Medium, *Compost Science & Utilization*, 12(1), 86-92. doi: 10.1080/1065657X.2004.10702162
30. Cervera, M., Cautín, R. y Jeria, G. (2007). Evaluación del Fosfito Cálcico, Potásico y Magnésico en el Control de *Phytophthora cinnamomi* en Paltos (*Persea americana* Mill) cv. Hass Plantados En Contenedor. *VI Congreso Mundial del Aguacate* (pp. 1-8). Viña Del Mar, Chile. Recuperado de

<http://www.profertilnutrientes.com.ar/images/archivos/512.pdf> (Noviembre, 2013)

31. Chaudhary, V., Prasanna, R., Nain, L., Dubey, S., Gupta, V., Singh, R., Jaggi, S. y Kumar, A. (2012). Bioefficacy of novel cyanobacteria-amended formulations in suppressing damping off disease in tomato seedlings. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, 28(12), 3301-3310. doi: 10.1007/s11274-012-1141-z
32. Chirkov, S., Il'ina, A., Surgucheva, N., Letunova, E., Varitsev, Y., Tatarinova, N. y Varlamov, V. (2001). Effect of Chitosan on Systemic Viral Infection and Some Defense Responses in Potato Plants. *Russian Journal of Plant Physiology*, 48(6), 774-779. doi: 10.1023/A:1012508625017
33. Chirkov, S. (2002). The Antiviral Activity of Chitosan (Review). *Applied Biochemistry and Microbiology*, 38(1), 1-8. doi: 10.1023/A:1013206517442
34. Comerford, N. (2005). Soil Factors Affecting Nutrient Bioavailability. En BassiriRad, H. (Ed.). *Nutrient Acquisition by Plants* (pp. 1-14). Heidelberg, Alemania: Springer.
35. Contreras, S., Escamilla, E. y Dendooven, L. (2005). Vermicomposting of biosolids with cow manure and oat straw. *Biology and Fertility of Soils*, 41(3), 190-198. doi: 10.1007/s00374-004-0821-8
36. Contreras, S. y Barros, M. (2005). Pruebas de Vigor en Semillas de Lechuga y su Correlación con Emergencia. *Ciencia e Investigación Agraria*, 32(1), 3-11. Recuperado de: <http://seedbiology.osu.edu/PUC/pdf%20files/09.%20Contreras%20y%20Barros%202005,%20spanish.pdf> (Noviembre, 2013)
37. Dahal, P., Kim, N. y Bradford, K. (1996). Respiration and germination rates of tomato seeds at suboptimal temperatures and reduced water potentials. *Journal of Experimental Botany*, 47(7), 941-947. doi: 10.1093/jxb/47.7.941

38. Davis, R., Miyao, G., Subbarao, K. y Stapleton, J. (2012a). *Tomato Damping-Off*. Recuperado de <http://www.ipm.ucdavis.edu/PMG/r783103111.html> (Octubre, 2013)
39. Davis, R., Miyao, G., Subbarao y Stapleton, J. (2012b). *Tomato Bacterial Spot*. Recuperado de <http://www.ipm.ucdavis.edu/PMG/r783101711.html> (Octubre, 2013)
40. Davis, R., Miyao, G., Subbarao y Stapleton, J. (2012c). *Tomato Diseases: Alfalfa Mosaic, Mosaic Diseases Caused by Potyviruses, Mosaic Virus Diseases Caused by Cucumoviruses*. Recuperado de <http://www.ipm.ucdavis.edu/PMG/selectnewpest.tomatoes.html> (Octubre, 2013)
41. De Castro, R. y Hilhorst, H. (2001). Dormancy, germination and the cell cycle in developing and imbibing tomato seeds. *Revista brasileira de fisiologia vegetal*, 12, 105-136.
42. Default, R. y Melton, R. (1990). Cyclic Cold Stresses before Transplanting Influence Tomato Seedling Growth, but Not Fruit Earliness, Fresh-market Yield, or Quality. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 115(4), 559-563. Recuperado de <http://journal.ashspublications.org/content/115/4/559.full.pdf> (Diciembre, 2013)
43. Default, R. y Melton, R. (1991). Nitrogen, Phosphorus, and Potassium Fertility Regimes Affect Tomato Transplant Growth. *HortScience* 26(2),141-142. Recuperado de <http://hortsci.ashspublications.org/content/26/2/141.full.pdf+html#138> (Diciembre, 2013).
44. De las Heras, S. (2011). *Fluidos, bombas e instalaciones hidráulicas*. Recuperado de http://books.google.es/books?id=NliWPCd_hPUC&hl=es&source=gbs_navlinks_s (Abril, 2014)

45. De Souza, D., Fernandes, D., dos Santos, L., Finger, F. (2011). Changes in seed quality during fruit maturation of sweet pepper. *Scientia Agricola (Piracicaba, Braz.)*, 68(5), 535-539. doi: 10.1590/S0103-90162011000500004
46. Dogra, V., Singh, P. y Sreenivasulu, Y. (2012). Change in protein content during seed germination of a high altitude plant *Podophyllum hexandrum* Royle. *Journal of Proteomics*, 78(6), 26-38. doi: 10.1016/j.jprot.2012.10.025
47. Domínguez, A. (2010). Evaluación de las propiedades físicas, físico-químicas y de la fitotoxicidad de composts comerciales para su uso en la formulación de sustratos de cultivo. (Tesis de ingeniería no publicada). Escuela Superior de Agricultura de Barcelona, Barcelona, España.
48. El Hadrami, A., Adam, L., El Hadrami, I. y Daayf, F. (2010). Chitosan in Plant Protection. *Marine Drugs*, 8(4), 968-987. doi: 10.3390/md8040968
49. Elhady, F. (2010). Effect of different substrates and fertilizers on organic tomato seedlings production. (Tesis de maestría no publicada). Instituto Agronómico Mediterráneo Bari CIHEAM, Bari, Italia.
50. El riego. (2012). Pérdidas de carga. Recuperado de <http://info.elriego.com/portfolios/perdidas-de-carga/> (Abril, 2014)
51. Eudoxie, G. y Alexander, I. (2011). Spent Mushroom Substrate as a Transplant Media Replacement for Commercial Peat in Tomato Seedling Production. *Journal of Agricultural Science*, 3(4), 41-49. doi: 10.5539/jas.v3n4p41.
52. FAO. (2012). *Glosario de Biotecnología para la Agricultura y la Alimentación*. <http://www.fao.org/biotech/biotech-glossary/en/> (Noviembre, 2013).

53. Fenn, M. y Coffey, M. (1984). Studies on the in vitro and in vivo antifungal activity of fosetyl-AI and phosphorous acid. *Phytopathology*, 74(5), 606-611. Recuperado de http://www.apsnet.org/publications/phytopathology/backissues/Documents/1984Articles/Phyto74n05_606.PDF (Enero, 2013)
54. Fenn, M. y Coffey, M. (1985). Further evidence for the direct mode of action of fosetyl-AI and phosphorous acid. *Phytopathology* 75, 1064-68. Recuperado de http://www.apsnet.org/publications/phytopathology/backissues/Documents/1985Articles/Phyto75n09_1064.PDF (Enero, 2013)
55. Fernández, V. y Eichert, T. (2009). Uptake of Hydrophilic Solutes Through Plant Leaves: Current State of Knowledge and Perspectives of Foliar Fertilization, *Critical Reviews in Plant Sciences*, 28(1-2), 36-68. doi: 10.1080/07352680902743069
56. Fernandez, C., Urdaneta, N., Silva, W., Poliszuk, H. y Marín, M. (2006). Germinación de semillas de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) cv 'Río Grande sembradas en bandejas plásticas, utilizando distintos sustratos. *Rev. Fac. Agron. (LUZ)*, 23(2), 188-195. Recuperado de http://www.revfacagronluz.org.ve/PDF/abril_junio2006/fernandez.pdf (Noviembre, 2013).
57. Fooland, M., Subbiah, P., Kramer, C., Hargrave, G. y Lin, G. (2006). Genetic relationships among cold, salt and drought tolerance during seed germination in an interspecific cross of tomato. *Euphytica*, 130(2), 199-206. doi: 10.1023/A:1022871500583
58. Förster, H., Adaskaveg, J., Kim, D. y Stanghellini, M. (1998). Effect of Phosphite on Tomato and Pepper Plants and on Susceptibility of Pepper to Phytophthora Root and Crown Rot in Hydroponic Culture. *Plant Disease*, 82(10), 1165-1170. doi: 10.1094/PDIS.1998.82.10.1165

59. Gallardo, K., Job, C., Groot, S., Puype, M., Demol, H. Vandekerckhove, J. y Job, D. (2001). Proteomic Analysis of Arabidopsis Seed Germination and Priming. *Plant Physiology*, 126(2), 835-848. doi: 10.1104/pp.126.2.835
60. Gallardo, M., Thompson, R., Valdez, L. y Fernández, M. (2006). Use of stem diameter variations to detect plant water stress in tomato. *Irrigation Science*, 24(4), 241-255. doi: 10.1007/s00271-005-0025-5
61. Gámez, A., De Gouveia, M. y Álvarez, W. (2011). Comportamiento de plántulas de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill) sembradas en sustratos a base de humus de lombriz, compost y cascarilla de arroz. XIX Congreso Venezolano de la Ciencia del Suelo (pp. 1-6). Calabozo, Venezuela: SVCS
62. Goykovic, V. y Saavedra, G. (2007). Algunos Efectos De La Salinidad En El Cultivo Del Tomate Y Prácticas Agronómicas De Su Manejo. *Indesia*, 25(3), 47-58. Recuperado de <http://www.scielo.cl/pdf/idesia/v25n3/art06.pdf> (Diciembre, 2013)
63. Groot, S. y Karssen, C. (1992). Dormancy and Germination of Abscisic Acid-Deficient Tomato Seeds. *Plant Physiology*, 99(3), 952-958. doi: 10.1104/pp.99.3.952
64. Gupta, M., Chandra, P., Samuel, D., Singh, B., Singh, A. y Garg, M. (2013). Modeling of Tomato Seedling Growth in Greenhouse. *Agricultural Research*, 1(4), 362-369. doi: 10.1007/s40003-012-0035-5
65. Gutiérrez, H. y de la Vara, R. (2008). Análisis y diseño de experimentos. (2da. ed.). México, D.F., México: McGraw-Hill / Interamericana Editores.
66. Heiskanen, J. (2013). Effects of compost additive in sphagnum peat growing medium on Norway spruce container seedlings. *New Forests*, 44(1), 101 - 118. doi: 10.1007/s11056-011-9304-6

67. Herrera, F., Castillo, J., Chica, A. y López, L. (2008). Use of municipal solid waste compost (MSWC) as a growing medium in the nursery production of tomato plants. *Bioresource Technology*, 99(2), 287-296. doi: 10.1016/j.biortech.2006.12.042
68. Herrera, J., Alizaga, R., Guevara, E. y Jiménez, V. (2006). *Germinación y crecimiento de la planta*. Recuperado de http://books.google.com.ec/books?id=ohoEQYJFq0QC&printsec=frontcover&hl=es&source=gbs_ge_summary_r&cad=0#v=onepage&q&f=false (Octubre, 2013)
69. Horchani, F. y Aschi, S. (2010). Prolonged root hypoxia effects on enzymes involved in nitrogen assimilation pathway in tomato plants. *Plant Signaling & Behavior*, 5(12), 1583-1589. doi: 10.4161/psb.5.12.13820
70. INEC (2013). Tomate riñón - fruta fresca. Recuperado de <http://200.110.88.44/lcds-samples/testdrive-remoteobject/main.html#app=dbb7&a24-selecte dIndex=1> (Agosto, 2013)
71. INIAP. (2004). *Proceso de fertirrigación en el cultivo de tomate en invernadero*. Recuperado de http://books.google.com.ec/books?id=kIEzAQAAMAAJ&printsec=frontcover&hl=es&source=gbs_ge_summary_r&cad=0#v=onepage&q&f=false (Enero, 2014)
72. Jackson, M. y Campbell, D. (2006). Effects Of Benzyladenine And Gibberellic Acid On The Responses Of Tomato Plants To Anaerobic Root Environments And To Ethylene. *New Phytologist*, 82(6), 331-340. doi: 10.1111/j.1469-8137.1979.tb02658.x
73. Jain, N., Soos, V., Balazs, E. y van Staden, J. (2008). Changes in cellular macromolecules (DNA, RNA and protein) during seed germination in tomato, following the use of a butenolide, isolated from plant-derived smoke. *Plant Growth Regulation*, 54(2), 105-113. doi: 10.1007/s10725-007-9233-8

74. Jain, N. Kulkarni, M. y van Staden, J. (2006). A butenolide, isolated from smoke, can overcome the detrimental effects of extreme temperatures during tomato seed germination. *Plant Growth Regulation*, 49(2), 263-267. doi: 10.1007/s10725-006-9136-0
75. Jaramillo, J., Rodríguez, V., Guzmán, M. y Zapata, M. (2006). *El cultivo de tomate bajo invernadero*. Recuperado de <http://www.corpoica.org.co/sitioweb/webbac/Documentos/Tomatebajoinvernadero.pdf> (Noviembre, 2013)
76. Jiménez, M. (2001). Plagas y enfermedades del tomate. Recuperado de http://books.google.com.ec/books?id=osJiMSEDJM4C&dq=plagas+y+enfermedades+del+tomate&hl=es&source=gbs_navlinks_s (Octubre, 2013)
77. Kauth, P., Vendrame, W. y Kane, M. (2006). In vitro seed culture and seedling development of *Calopogon tuberosus*, *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*, 85(1), 91-102. doi: 10.1007/s11240-005-9055-1
78. Labate, J., Grandillo, S., Fulton, T., Muños, S., Caicedo, A., Peralta, I., Ji, Y., Chetelat, R., Scott, J., Gonzalo, M., Francis, D., Yang, W., van der Knaap, E., Baldo, A., Smith, B., Mueller, L., Prince, J., Blanchard, N., Storey, D., Stevens, M., Robbins, M., Wang, J., Liedl, B., O'Connell, M., Stommel, J., Aoki, K., Iijima, Y., Slade, A., Hurst, S., Loeffler, D., Steine, M., Vafeados, D., McGuire, C., Freeman, C., Amen, A., Goodstal, J., Facciotti, D., Van, J. y Causse, M. (2007). Tomato. En Chittaranjan Kole (Ed.). *Vegetables: Genome Mapping and Molecular Breeding in Plants*, (pp. 1-125). Berlín, Alemania: Springer-Verlag Berlin and Heidelberg.
79. Labrador, J. (2002). *La materia orgánica en los agrosistemas: aproximación al conocimiento de la dinámica, la gestión y la reutilización de la materia orgánica en los agrosistemas*. Recuperado de http://books.google.com.ec/books?id=EbmLHLY3qssC&printsec=frontcover&hl=es&source=gbs_ge_summary_r&cad=0#v=onepage&q&f=false (Diciembre, 2013)

80. Lambers, H., Stuart, F. y Pons, T. (2008). *Plant Physiological Ecology*. doi: 10.1007/978-0-387-78341-3_10
81. Li, J., Chen, S., Liu, A., Wang, Z., Liu, D., Wang, F. y Ahammed, G. (2012). Combined effects of hypoxia and excess Mn^{2+} on oxidative stress and antioxidant enzymes in tomato seedlings. *Russian Journal of Plant Physiology*, 59(5), 670-678. doi: 10.1134/S102144371205010X
82. Liao, W., Frear, C., Oakley, K., Chen, S. (2010). Leaching-bed reactor for producing stabilised plant growing media from dairy manure. *Biosystems Engineering* 106(3), 278-285. doi: 10.1016/j.biosystemseng.2010.03.017
83. Lira, R. (2007). *Fisiología Vegetal*. (2da. ed.). México, D.F., México: Trillas
84. Loliam, B., Morinaga, T. y Chaiyanan, S. (2012). Biocontrol of Phytophthora infestans, Fungal Pathogen of Seedling Damping Off Disease in Economic Plant Nursery. *Psyche: A Journal of Entomology*, 2012(1), 1-6, doi: 10.1155/2012/324317
85. MacConnell, C. (2006). Anaerobically digested fiber for use as a container media substrate. Recuperado de <http://www.freepatentsonline.com/20060150495.pdf> (Junio, 2013)
86. Mañas, P., Castro, E., Vila, P. y de las Heras, J. (2010). Use of waste materials as nursery growing media for Pinus halepensis production. *European Journal of Forest Research*, 129(4), 521-530. doi: 10.1007/s10342-009-0349-4
87. Marschner, H. (2012). *Mineral nutrition of higher plants*. Recuperado de http://books.google.com.ec/books?id=_a-hKcXXQuAC&printsec=frontcover&hl=es&source=gbs_ge_summary_r&cad=0#v=onepage&q&f=false (Septiembre, 2013)

88. Martínez, Y., Fonseca, D. y Peralta, E. (2005). Conocimiento y Diagnóstico del Virus del Bronceado del Tomate (TSWV), Una Necesidad de la Agricultura Cubana. *Protección Vegetal*, 20(1), 11-19. Recuperado de <http://agris.fao.org/openagris/search.do?recordID=CU2006102047> (Noviembre, 2013)
89. Meier, U. (2001). *Estadios de las plantas mono-y dicotiledóneas*. Recuperado de <http://www.bba.de/veroeff/bbch/bbchspa.pdf> (Noviembre, 2013)
90. Mogollón, A. y Castaño, J. (2011). Efecto de Inductores de Resistencia en Plántulas de Plátano Dominico-Hartón (*Musa balbisiana* AAB) Contra *Mycosphaerella* spp. *Rev. Acad. Colomb. Cienc.*, 35(137), 463-471. Recuperado de <http://www.scielo.org.co/pdf/racefn/v35n137/v35n137a05.pdf> (Noviembre, 2013)
91. Moreno, J. (2008). *Compostaje*. Recuperado de http://books.google.com.ec/books?id=IWYJAQAAQBAJ&printsec=frontcover&hl=es&source=gbs_ge_summary_r&cad=0#v=onepage&q&f=false (Diciembre, 2013)
92. Mundus, S., Menezes, R., Neergaard, A. y Garrido, M. (2008). Maize growth and soil nitrogen availability after fertilization with cattle manure and/or gliricidia in semi-arid NE Brazil. *Nutrient Cycling in Agroecosystems*, 82(1), 61-73. doi: 10.1007/s10705-008-9169-z
93. Muratalla, S., Rodríguez, M., Sánchez, P., Tijerina, L., Santizo, J. y López, A. (2006). Paja de maíz como sustrato en el crecimiento de plántulas de jitomate. *Terra*, 24(3), 319-325. Recuperado de <http://www.redalyc.org/pdf/573/57311103003.pdf> (Diciembre, 2013)
94. Murillo, R., Piedra, G. y León, R. (2013). Absorción de nutrientes a través de la hoja. *UNICIENCIA*, 27(1), 232-244. Recuperado de <http://www.revistas.una.ac.cr/index.php/uniciencia/article/view/4952> (Noviembre, 2013)

95. Nambara, E., Okamoto, M., Tatematsu, K., Yano, R., Seo, M. y Kamiya, Y. (2010). Abscisic acid and the control of seed dormancy and germination. *Seed Science Research*, 20(2), 55-67. doi:10.1017/S0960258510000012
96. Navarro, G. y Navarro, S. (2013). Química Agrícola. Recuperado de http://books.google.com.ec/books?id=RSs6AgAAQBAJ&hl=es&source=gb_s_navlinks_s (Enero, 2014)
97. Nirit Seeds. (2009). Nemo Netta. Recuperado de <http://www.niritseeds.com/Category.aspx?Id=1> (Mayo, 2013).
98. Noble, R y Coventry, E. (2005). Suppression of soil-borne plant diseases with composts: A review. *Biocontrol Science and Technology*, 15(1), 3-20. doi: 10.1080/09583150400015904.
99. Nonogaki, H., Bassel, G. y Bewley, J. (2010). Germination - Still a mystery. *Plant Science*, 179(6), 574-581. doi:10.1016/j.plantsci.2010.02.010
100. Oishi, R., Tada, C., Asano, R., Yamamoto, N., Suyama, Y. y Nakai, Y. (2012). Growth of Ammonia-Oxidizing Archaea and Bacteria in Cattle Manure Compost under Various Temperatures and Ammonia Concentrations. *Microbial Ecology*, 63(4), 787-793. doi: 10.1007/s00248-011-9971-z
101. Oracz, K., Bouteau, H., Farrant, J., Cooper, K., Belghazi, M., Job, C., Job, D., Corbineau, F. y Bailly, C. (2007). *The Plant Journal*, 50(3), 452-465. doi: 10.1111/j.1365-313X.2007.03063.x
102. Ordeñana, K. (2002). Mecanismos de defensa en las interacciones planta-patógeno. *Manejo Integrado de Plagas (Costa Rica)*, 63, 22-32. Recuperado de <http://web.catie.ac.cr/informacion/RMIP/rev63/pag22-32.pdf> (Noviembre, 2013)

103. Ortega, L., Sánchez, J., Díaz, R. y Ocampo, J. (2010). Efecto De Diferentes Sustratos En El Crecimiento De Plántulas De Tomate (*Lycopersicum esculentum* MILL). *Ra Ximhai*, 6(3), 365-372. Recuperado de <http://www.revistas.unam.mx/index.php/rxm/article/view/24591> (Diciembre, 2013)
104. Ortega, L., Sánchez, J., Ocampo, J., Sandoval, E., Salcido, B. y Manzo, F. (2010). Efecto De Diferentes Sustratos En Crecimiento Y Rendimiento De Tomate (*Lycopersicum Esculentum* Mill) Bajo Condiciones De Invernadero. *Ra Ximhai*, 6(3), 339-346. Recuperado de <http://www.revistas.unam.mx/index.php/rxm/article/view/24588> (Diciembre, 2013)
105. Oztekin, G. y Tuzel, Y. (2011). Comparative salinity responses among tomato genotypes and rootstocks. *Pak. J. Bot.*, 43(6), 2665-2672. Recuperado de [http://www.pakbs.org/pjbot/PDFs/43\(6\)/03.pdf](http://www.pakbs.org/pjbot/PDFs/43(6)/03.pdf) (Diciembre, 2013)
106. Pérez, R., Iglesias, P. y Fuertes, V. (2005). *Flujo estacionario de fluidos incompresibles en tuberías*. Recuperado de http://books.google.es/books?id=njtdGWcXqHMC&hl=es&source=gbs_navlinks_s (Abril, 2014)
107. Pire, R. y Pereira, A. (2003) Propiedades físicas de componentes de sustratos de uso común en la horticultura del estado Lara, Venezuela. propuesta metodológica. *Bioagro*, 15(1). Recuperado de http://www.scielo.org.ve/scielo.php?pid=S1316-3612003000100007&script=sci_arttext (Diciembre, 2013)
108. Potaczek, H. y Kozik, E. (2000). Low temperature seed germination of several tomato genotypes. *Acta Physiologiae Plantarum*, 22(3), 293-295. doi: 10.1007/s11738-000-0037-y
109. Poulsen, G., Holten, C. y von Bothmer, R. (2006). Identification and revival of low viability seed samples. *Genetic Resources and Crop Evolution*, 53(4), 675-678. doi: 10.1007/s10722-004-3208-7

110. Productora de semillas. (2009). Recuperado de <http://www.productoradesemillas.com/Artecnicos/Hortalizas/NEMONETA.pdf> (Mayo, 2013).
111. Pulido, L., Medina, N. y Cabrera, A. (2003). La biofertilización con rizobacterias y hongos micorrízicos arbusculares en la producción de posturas de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) y cebolla (*Allium cepa* L.). I. Crecimiento Vegetativo. *Cultivos tropicales*, 24(1), 15-24. Recuperado de <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=193218221003> (Diciembre, 2013).
112. Quesada, G. y Méndez, C. (2005). Evaluación De Sustratos Para Almácigos De Hortalizas. *Agronomía Mesoamericana* 16(2), 171-183. Recuperado de http://www.mag.go.cr/rev_meso/v16n02_171.pdf (Diciembre, 2013)
113. Quintero, M., González, C. y Guzmán, J. (2011). Sustratos para cultivos hortícolas y flores de corte. En Flórez, V. (Ed.). *Sustratos, manejo del clima, automatización y control en sistemas de cultivo sin suelo* (79-108). Bogotá, Colombia: Universidad Nacional de Colombia.
114. Riveros, A. (2010). *Inducción de Resistencia en Plantas: Interacción Planta-Patógeno*. Recuperado de http://books.google.com.ec/books?id=RyQwYtnw220C&printsec=frontcover&hl=es&source=gbs_ge_summary_r&cad=0#v=onepage&q&f=false (Noviembre, 2011)
115. Rodríguez, M., Cárdenas, E., Alcantar, G., Etchevers, J., Aguilar, E., Colinas, M. y Santizo, J. (1998) Penetración de un fertilizante foliar en tomate *Lycopersicon esculentum*. En *World Soil Congress*, Montpellier, Francia. Recuperado de: <http://nates.psu.ac.th/Link/SoilCongress/bdd/symp14/6551-t.pdf> (Noviembre, 2013)
116. Rodríguez, A., Ramírez, M., Rivero, D., Bosquez, E., Barrera, L. y Bautista, S. (2009). Propiedades químico-estructurales y actividad biológica de la quitosana en microorganismos fitopatógenos. *Revista Chapingo Serie*

- Horticultura*, 15(3), 307-317. Recuperado de <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=60912186012> (Marzo, 2013).
117. Romero, M. (2003). *Producción ecológica certificada de hortalizas de clima frío*. Recuperado de http://books.google.com.ec/books?id=wZaghpJoVqsC&printsec=frontcover&hl=es&source=gbs_ge_summary_r&cad=0#v=onepage&q&f=false (Marzo, 2013).
118. Roppola, K., Kuokkanen, T., Kujala, K. y Kuokkanen, M. (2008). Utilization Potential of Peats – a Study on Peat Biodegradability Determined by Respirometric Method. *Water, Air and Soil Pollut*, 192(1-4), 59-66. doi: 10.1007/s11270-008-9634-y
119. Salman, M. y Abuamsha, R. (2012). Potential for integrated biological and chemical control of damping-off disease caused by *Pythium ultimum* in tomato. *BioControl*, 57(5), 711-718. doi: 10.1007/s10526-012-9444-4
120. Sanchis, E., Bordón, Y., Fos, M. (2004). *Biogeografía*. Recuperado de <http://books.google.com.ec/books?id=XOOI-7Vp1dAC&printsec=frontcover&hl=es#v=onepage&q&f=false> (Octubre, 2013)
121. Santos, H., Dalla, M., Silva, O. y De Mio, L. (2011). Controle de doenças do trigo com fosfitos e acibenzolar-s-metil isoladamente ou associados a piraclostrobina+ epoxiconazole. *Semina: Ciências Agrárias*, 32(2), 433-442. doi: 10.5433/1679-0359.2011v32n2p433
122. Schönherr, J. (2006). Characterization of aqueous pores in plant cuticles and permeation of ionic solutes. *Journal of Experimental Botany*, 57(11), 2471-2491. doi: 10.1093/jxb/erj217
123. Semidor. (2011). Variedad de tomate Nemo Netta (Casa Nirit Israel). *Tierra Adentro su revista Agropecuaria*, 3(17), 10-11. Recuperado de http://www.revistatierraadentro.com/revistaspdf/tierra_adentro_17.pdf (Julio, 2013)

124. Shiau, Y., Nalawade, S., Hsai, C. y Tsay, H. (2005). Propagation of *Haemaria discolor* via in vitro seed germination. *Biologia Plantarum*, 49(3), 341-346. doi: 10.1007/s10535-005-0005-x
125. Sierra, A., Simonne, E. y Treadwell, D. (2013). *Principios y prácticas para el manejo de nutrientes en la producción de hortalizas*. Recuperado de <http://edis.ifas.ufl.edu/pdf/HS/HS35600.pdf> (Diciembre, 2013)
126. Singh, J., Divakar, E. y Singh, V. (2012). Effect of salinity on tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) during seed germination stage. *Physiology and Molecular Biology of Plants*, 18(1), 45-50. doi: 10.1007/s12298-011-0097-z
127. Sônego, O., Garrido, L. y Czermainski, A. (2003). Avaliação de Fosfitos no Controle do Míldio da Videira. *Embrapa Uva e Vinho. Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento*, 11, 5-14. Recuperado de <http://agris.fao.org/agris-search/search/display.do?f=2012/BR/BR2012113100131.xml;BR20031539471> (Noviembre, 2013)
128. Szymkowiak, E. e Irish, E. (2006). JOINTLESS suppresses sympodial identity in inflorescence meristems of tomato. *Planta*, 223(4), 646-658. doi: 10.1007/s00425-005-0115-x
129. Taiz, L. y Zeiger, E. (2006). *Fisiología Vegetal*. Recuperado de http://books.google.com.ec/books?id=7QIbYg-OC5AC&dq=disponibilidad+de+nutrientes+seg%C3%BAn+pH+para+suelos+org%C3%A1nicos+5,5&hl=es&source=gbs_navlinks_s (Diciembre, 2013)
130. Tafolla, J., González, A., Tiznado, M., Zacarías, L. y Báez, R. (2013). Composición, Fisiología y Biosíntesis de la Cutícula en Plantas. *Revista Fitotécnica Mexicana*, 36(1), 3-12. Recuperado de <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=61025678006> (Noviembre, 2013)

131. Tamura, R., Hashidoko, Y., Ogita, N., Limin, S. y Tahara, S. (2008). Requirement for particular seed-borne fungi for seed germination and seedling growth of *Xyris complanata*, a pioneer monocot in topsoil-lost tropical peatland in Central Kalimantan, Indonesia. *Ecological Research*, 23(3), 573-579. doi: 10.1007/s11284-007-0411-y
132. Theodoulou, F. y Eastmond, P. (2012). Seed storage oil catabolism: a story of give and take. *Plant Biology*, 15(3), 322-328. doi: 10.1016/j.pbi.2012.03.017
133. Tucker, G., Walley, P. y Seymour, G. (2007). Tomato. En Pua, E. y Davey, M. (Ed.). *Biotechnology in Agriculture and Forestry: Transgenic crops IV*, (pp. 163-180). Heidelberg, Alemania: Springer-Verlag Berlin and Heidelberg.
134. United States Department of Agriculture, Natural Resources Conservation Service. (2013). *Solanum lycopersicum* L. var. *lycopersicum* garden tomato. Recuperado de <http://plants.usda.gov/core/profile?symbol=SOLYL> (Julio, 2013)
135. Valenzuela, O., Lallana, V. y Guerrero, A. (1998). Caracterización Física Y Química De Lombricompuestos Originados A Partir De Residuos De Conejeras, Estiércol Vacuno Y Residuos Domiciliarios. *Revista Científica Agropecuaria*, 2, 45-48. Recuperado de http://www.fca.uner.edu.ar/investigacion/publicaciones/rca/Volumenes%20Anteriores/Vol%20Ante%202/rca_2_pdf/2_45_48.pdf (Diciembre, 2013)
136. Vallejo, F. y Estrada, E. (2004). *Producción de hortalizas de clima cálido*. Recuperado de http://books.google.com.ec/books?id=UpyfvNokkroC&dq=Producci%C3%B3n+de+hortalizas+de+clima+c%C3%A1lido&hl=es&source=gbs_navlinks_s (Marzo, 2013).

137. Van Treuren, R., de Groot, E. y Van Hintum, T. (2013). Preservation of seed viability during 25 years of storage under standard genebank conditions. *Genet Resour Crop Evol*, 60(4), 1407–1421. doi: 10.1007/s10722-012-9929-0
138. Varadarajan, D., Karthikeyan, A., Matilda, P. y Raghothama, K. (2002). Phosphite, an analog of phosphate, suppresses the coordinated expression of genes under phosphate starvation. *Plant Physiology*, 129(3), 1232–1240. doi: 10.1104/pp.010835
139. Villafáfila, E. y Wyss, F. (2009). Riego en horticultura. Recuperado de: http://inta.gob.ar/documentos/riego-en-horticultura.-guia-para-la-instalacion-de-pequenos-sistemas-de-riego/at_multi_download/file/INTA-Riego-en-horticultura.pdf (Abril, 2014)
140. Villegas, O., Rodríguez, M., Trejo, L. y Alcántar, G. (2001). Potencial de la Miel de Abeja en la Nutrición de Plántulas de Tomate. *Terra*, 19, 97-102.
141. Wang, H., Inukai, Y. y Yamauchi, A. (2006). Root Development and Nutrient Uptake. *Critical Reviews in Plant Sciences*, 25(3), 279-301. doi: 10.1080/07352680600709917
142. Wang, W., Moller, I. y Song, S. (2012). Proteomic analysis of embryonic axis of *Pisum sativum* seeds during germination and identification of proteins associated with loss of desiccation tolerance. *Journal Of Proteomics*, 77(21), 68-86. doi: :10.1016/j.jprot.2012.07.005
143. Wang, Y., Wang, S., Zhao, Y., Khan, D., Zheng, J. y Zhu, S. (2009). Genetic Characterization of a New Growth Habit Mutant in Tomato (*Solanum lycopersicum*). *Plant Molecular Biology Reporter*, 27(4), 431-438. doi: 10.1007/s11105-009-0095-2

144. Zalom, F., Trumble, J., Fouche, C. y Summers, C. (2011). *Tomato Flea Beetles, Scientific name: Epitrix hirtipennis and others*. Recuperado de <http://www.ipm.ucdavis.edu/PMG/r783301411.html> (Octubre, 2013)
145. Zegers, G., Larraín, J., Díaz, M. y Armesto, J. (2006). Impacto ecológico y social de la explotación de pomponales y turberas de Sphagnum en la Isla Grande de Chiloé. *Ambiente y Desarrollo*, 22(1), 28-34. Recuperado de http://www.cipma.cl/web/200.75.6.169/RAD/2006/1_zegers.pdf (Diciembre, 2013)
146. Zhang, P. y Chen, K. (2009). Age-Dependent Variations of Volatile Emissions and Inhibitory Activity Toward *Botrytis cinerea* and *Fusarium oxysporum* in Tomato Leaves Treated with Chitosan Oligosaccharide. *Journal of Plant Biology*, 52(4), 332-339. doi: 10.1007/s12374-009-9043-9
147. Zhu, H., Zhu, B., Zhang, Y., Shao, Y., Wang, X., Xie, Y., Chen, A., Li, Y., Tian, H. y Luo, Y. (2007). Expression of a truncated ripening inhibitor (RIN) protein from tomato and production of an anti-RIN antibody. *Biotechnology letters*, 29(9), 1425-1430. doi: 10.1007/s10529-007-9404-8
148. Zienkiewicz, A., Jiménez, J., Zienkiewicz, K., Alché, J. y Rodríguez, M. (2011). Development of the cotyledon cells during olive (*Olea europaea* L.) in vitro seed germination and seedling growth. *Protoplasma*, 248(4), 751-765. doi: 10.1007/s00709-010-0242-5

ANEXOS

ANEXO I

FICHA TÉCNICA DEL SUSTRATO COMERCIAL BM2



FICHE TECHNIQUE/TECHNICAL DATA SHEET

COMPONENTS :

BM2

Fine Peat Moss
 Fine Perlite
 Fine Vermiculite
 Dolomitic limestone
 Calcitic limestone
 Non-ionic wetting agent
 Starter charge

CHEMICAL ANALYSIS: S.M.E. METHOD

Category	pH **	E.C. mmhos/cm	N-NO ₃	N-NH ₄ ⁺	P	K	Ca	Mg	Na	Fe	Cu	Mn	Zn	B	Mo	Al	SAR
BM2			ppm														
Average*	5.41	1.08	45.0	6.2	8.9	45.2	81.3	38.1	15.3	1.07	0.11	0.34	0.11	0.21	0.00	0.05	0.4

PHYSICAL ANALYSIS

	Dry density g/l	Moisture content %	Water retention x dry weight	Coarse Fiber > 10 mesh	Medium Fiber 10-18 mesh	Fine Fiber 18-50 mesh	Extra Fine < 50 mesh
Average*	77.2	41.7	11.8	8.5	16.8	46.0	28.8

	Hydraulic conductivity saturated cm / s	Gas diffusivity	Tortuosity	Capillarity (-10 cm) cm / s	Tension table			
					Total porosity %	Air space %	Easily available water %	Water buffer capacity %
Average*	0.09	0.011	19.0	0.0007	95.1	20.7	29.1	12.1

AVAILABLE SIZES



	3 cu.ft (85 l)	3.8 cu.ft (113 l)	75 cu.ft (2125 l)	Skyscraper (2880 l)
Code	----	1120338	----	----

* The average has been calculated with the analysis results obtained for the last 12 months.
 **incubated pH

Figura AI.1. Ficha técnica del sustrato comercial BM2

ANEXO II

CARACTERÍSTICAS QUÍMICAS DE LOS SUSTRATOS

	LABORATORIO DE FERTILIZANTES	 AGROCALIDAD AGENCIA ECUATORIANA DE ASEGURAMIENTO DE LA CALIDAD DEL AGRO
	INFORME DE ANÁLISIS	
(Vía Interoceánica Km. 14, Granja del MAG, Tumbaco – Quito Tel: 02-2372-845 Ext: 231)		

Informe N° TE-01
Fecha del Informe: 10/10/2013

Persona o Empresa solicitante: Yadira Estefanía Salguero Salas

Dirección:

Parroquia:

Provincia: Pichincha

Fecha de Ingreso de la muestra:

No. de Factura:

Teléfono:

Cantón: Quito

País: Ecuador

Código de muestra (s): T

Descripción: Se entregaron al Laboratorio 1 muestra solida, recibida en buen estado para control de calidad de fertilizantes.

Fecha inicio análisis: 31/10/2013

Fecha finalización análisis: 08/10/2013

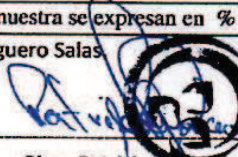

RESULTADOS DEL ANÁLISIS DE CALIDAD DE SUSTRATOS

NOMBRE MUESTRA	EXPRESIÓN	RESULTADO	UNIDAD	MÉTODO ANALÍTICO
TURBA	N Total*	0,68	%	Dumas
	P ₂ O ₅ *	0,06	%	Colorimétrico*
	K ₂ O*	0,11	%	AA (llama)*
	Ca*	1,13	%	AA (llama)*
	Mg*	1,78	%	AA (llama)*
	Fe*	0,53	%	AA (llama)*
	Cu*	4,40	ppm	AA (llama)*
	Zn*	44,92	ppm	AA (llama)*
	Mn*	93,73	ppm	AA (llama)*
	Na*	209,83	ppm	AA (llama)*
	pH	5,10	1:2	Potenciométrico
	pH	5,26	1:5	Potenciométrico
	CE*	0,83	dS/m (1:2)	Conductimétrico
	CE*	0,37	dS/m (1:5)	Conductimétrico
MO*	70,0	%	Gravimétrico	

* NT= Nitrógeno Total, Fe= Hierro, Fe= Hierro, Cu= Cobre, Zn= Zinc, Mn= Manganeseo, y AA= Absorción Atómica.

OBSERVACIONES: El resultado de la muestra se expresan en % p/p.

Analizado por: Srta. Yadira Estefanía Salguero Salas



AGROCALIDAD
 AGENCIA ECUATORIANA
 DE ASEGURAMIENTO
 DE LA CALIDAD DEL AGRO
 LABORATORIO DE CONTROL DE CALIDAD
 DE FERTILIZANTES
 TUMBACO - ECUADOR
 Bioq. Patricio García J.
 Responsable Técnico

- Los resultados analíticos presentes en el informe corresponden exclusivamente a la muestra enviada por el cliente al laboratorio.
- Este informe no podrá ser reproducido parcial o totalmente, sin la autorización escrita del Laboratorio
- El criterio de aceptación se basa en la NTE INEN 211:98

Figura AII.1. Caracterización química del sustrato comercial

	LABORATORIO DE FERTILIZANTES	
	INFORME DE ANÁLISIS	
(Vía Interoceánica Km. 14, Granja del MAG, Tumbaco – Quito Tel: 02-2372-845 Ext: 231)		

Informe N° TE-02
Fecha del Informe: 10/10/2013

Persona o Empresa solicitante: Yadira Estefanía Salguero Salas

Dirección:

Parroquia:

Provincia: Pichincha

Fecha de Ingreso de la muestra:

No. de Factura:

Teléfono:

Cantón: Quito

País: Ecuador

Código de muestra (s): T

Descripción: Se entregaron al Laboratorio 1 muestra solida, recibida en buen estado para control de calidad de fertilizantes.

Fecha inicio análisis: 31/10/2013

Fecha finalización análisis: 08/10/2013

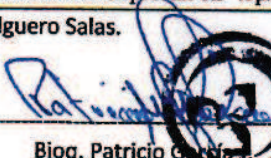
RESULTADOS DEL ANÁLISIS DE CALIDAD DE SUSTRATOS

NOMBRE MUESTRA	EXPRESIÓN	RESULTADO	UNIDAD	MÉTODO ANALÍTICO
TURBA-ESTIÉRCOL	N Total*	0,60	%	Dumas
	P ₂ O ₅ *	0,69	%	Colorimétrico*
	K ₂ O*	0,73	%	AA (llama)*
	Ca*	0,77	%	AA (llama)*
	Mg*	0,70	%	AA (llama)*
	Fe*	1,26	%	AA (llama)*
	Cu*	18,71	ppm	AA (llama)*
	Zn*	119,58	ppm	AA (llama)*
	Mn*	618,44	ppm	AA (llama)*
	Na*	298,52	ppm	AA (llama)*
	pH	6,76	1:2	Potenciométrico
	pH	7,05	1:5	Potenciométrico
	CE*	3,40	dS/m (1:2)	Conductimétrico
	CE*	0,77	dS/m (1:5)	Conductimétrico
	MO*	23,3	%	Gravimétrico

* NT= Nitrógeno Total, Fe= Hierro, Cu= Cobre, Zn= Zinc, Mn= Manganeseo, y AA= Absorción Atómica.

OBSERVACIONES: El resultado de la muestra se expresan en %p/p.



Analizado por: Srta. Yadira Estefanía Salguero Salas.


 Bioq. Patricio G. Salas
 Responsable Técnico


AGROCALIDAD
 AGENCIA ECUATORIANA
 DE ASEGURAMIENTO
 DE LA CALIDAD DEL AGRO
 LABORATORIO DE CONTROL DE CALIDAD
 DE FERTILIZANTES
 TUMBACO - ECUADOR

- Los resultados analíticos presentes en el informe corresponden exclusivamente a la muestra enviada por el cliente al laboratorio.
- Este informe no podrá ser reproducido parcial o totalmente, sin la autorización escrita del Laboratorio
- El criterio de aceptación se basa en la NTE INEN 211:98

Figura AII.2. Caracterización química de la mezcla turba - estiércol (1:1)

	LABORATORIO DE FERTILIZANTES	
	INFORME DE ANÁLISIS	
(Vía Interoceánica Km. 14, Granja del MAG, Tumbaco – Quito Tel: 02-2372-645 Ext: 231)		

Informe N° TE-03
Fecha del Informe: 10/10/2013

Persona o Empresa solicitante: Yadira Estefanía Salguero Salas
Dirección:
Parroquia:
Provincia: Pichincha
Fecha de Ingreso de la muestra:
No. de Factura:

Teléfono:
Cantón: Quito
País: Ecuador

Código de muestra (s): T

Descripción: Se entregaron al Laboratorio 1 muestra solida, recibida en buen estado para control de calidad de fertilizantes.

Fecha inicio análisis: 31/10/2013

Fecha finalización análisis: 08/10/2013

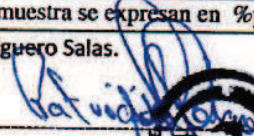
RESULTADOS DEL ANÁLISIS DE CALIDAD DE SUSTRATOS


NOMBRE MUESTRA	EXPRESIÓN	RESULTADO	UNIDAD	MÉTODO ANALÍTICO
ESTIÉRCOL	NT*	0,58	%	Dumas
	P ₂ O ₅ *	0,76	%	Colorimétrico*
	K ₂ O*	0,76	%	AA (llama)*
	Ca*	0,60	%	AA (llama)*
	Mg*	0,40	%	AA (llama)*
	Fe*	1,33	%	AA (llama)*
	Cu*	55,21	ppm	AA (llama)*
	Zn*	123,04	ppm	AA (llama)*
	Mn*	724,89	ppm	AA (llama)*
	Na*	304,80	ppm	AA (llama)*
	pH	7,61	1:2	Potenciométrico
	pH	7,83	1:5	Potenciométrico
	CE*	4,08	dS/m (1:2)	Conductimétrico
	CE*	1,96	dS/m (1:5)	Conductimétrico
	MO*	20,3	%	Gravimétrico

* NT= Nitrógeno Total, Fe= Hierro, Cu= Cobre, Zn= Zinc, Mn= Manganese, y AA= Absorción Atómica.

OBSERVACIONES: El resultado de la muestra se expresan en %p/p.

Analizado por: Srta. Yadira Estefanía Salguero Salas.

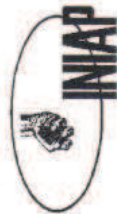

 Bioq. Patricia García J.
 Responsable Técnica


AGROCALIDAD
 AGENCIA ECUATORIANA
 DE ASEGURAMIENTO
 DE LA CALIDAD DEL AGRO

LABORATORIO DE CONTROL DE CALIDAD
 DE FERTILIZANTES
 TUMBACO - ECUADOR

- Los resultados analíticos presentes en el informe corresponden exclusivamente a la muestra enviada por el cliente al laboratorio.
- Este informe no podrá ser reproducido parcial o totalmente, sin la autorización escrita del Laboratorio
- El criterio de aceptación se basa en la NTE INEN 211:98

Figura AII.3. Caracterización química del sustrato bovino



ESTACIÓN EXPERIMENTAL SANTA CATALINA
DE SUELOS, PLANTAS Y AGUAS
Km 1, Panamericana Sur Apdo. 17-01-340
Telf. - Fax 690694
QUITO - ECUADOR

Nombre del propietario:
Nombre del remitente:
Nombre de la Granja
Localización

Quito Pichincha
Cantón Provincia
Parroquia Cantón Provincia

Fecha de muestreo:
Muestra:
Fecha ingreso Laboratorio:
Fecha de entrega

INFORME DE RESULTADOS DE ANÁLISIS DE ABONOS ORGÁNICOS

No. Laborat.	Identificación	R		dS/m		g/100g (%)							mg/kg (ppm)							
		pH	C/N	C.E.	N TOTAL	P	K	Ca	Mg	S	M.O	B	Zn	Cu	Fe	Mn				
706	Material Orgánico	8.18	15.8	2.0	0.66	0.17	1.33										19.7			

METODOLOGÍA USADA:

PH y CE al 20%
Materia Orgánica por pérdida por calcinación –Método A.O.A.C.

C.E. = Conductividad eléctrica dS/m = decisiemens/metro
M.O. = Materia orgánica

[Signature]
RESPONSABLE LABORATORIO

[Signature]
LABORATORISTA

Figura AII.4. Caracterización química del sustrato bovino realizada por laboratorios del INIAP

ANEXO III

SUSTRATOS EMPLEADOS



Figura AIII.1. Turba comercial (Sustrato T)



Figura AIII.2. Estiércol bovino seco (Sustrato E)



Figura AIII.3. Mezcla de turba comercial con estiércol bovino (Sustrato TE)

ANEXO IV

FIGURAS DE APOYO PARA EL PROCEDIMIENTO



Figura AIV.1. Molde para marcado de las bandejas



Figura AIV.2. Trampas para plagas colocadas fuera del invernadero

ANEXO V

CODIFICACIÓN BBCH DE LOS ESTADÍOS FENOLÓGICOS DE DESARROLLO DE LAS SOLANÁCEAS

Solanáceas *Feller et al., 1995b*

Codificación BBCH de los estadios fenológicos de desarrollo de las solanáceas

(Tomate = *Lycopersicon esculentum* MILL., Berenjena = *Solanum melongena* L., Pimiento = *Capsicum annuum* L.)

Código 2-dígitos	Código 3-dígitos	Descripción
Estadio principal 0. Germinación		
00	000	Semilla, seca
01	001	Comienzo de la imbibición de la semilla
03	003	Imbibición de la semilla, terminada
05	005	La radícula (raíz embrional) sale de la semilla
07	007	El hipocotilo con cotiledones rompiendo el tegumento seminal
09	009	Emergencia: los cotiledones rompen la superficie del suelo
Estadio principal 1. Desarrollo de las hojas (tallo principal)		
10	100	Cotiledones, desplegados completamente
11	101	La 1a hoja verdadera del tallo principal, desplegada completamente
12	102	La 2a hoja verdadera del tallo principal, desplegada
13	103	La 3a hoja verdadera del tallo principal, desplegada
1.	10.	Los estadios continúan hasta ...
19	109	9 o más hojas del tallo principal, desplegadas

(Meier, 2001, p. 126)

Figura AV.1. Codificación BBCH de los estadios fenológicos de desarrollo de las solanáceas

Tomate (*Lycopersicon esculentum* MILL.)

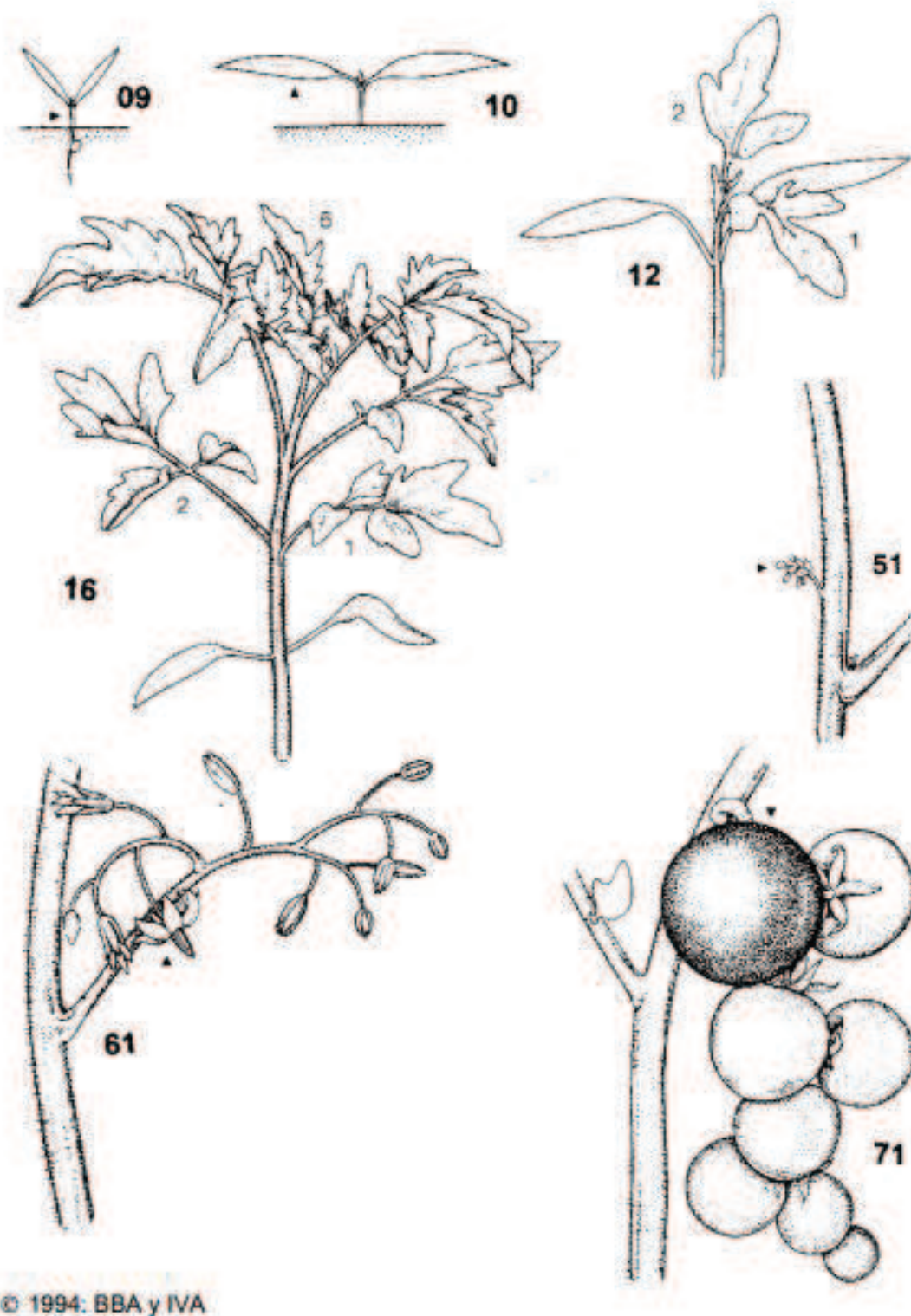


Figura AV.2. Representación gráfica de algunos estadios fenológicos de desarrollo del tomate codificados en la escala BBCH
(Meier, 2001, p. 128)

ANEXO VI

REGISTRO DE TEMPERATURA Y HUMEDAD RELATIVA

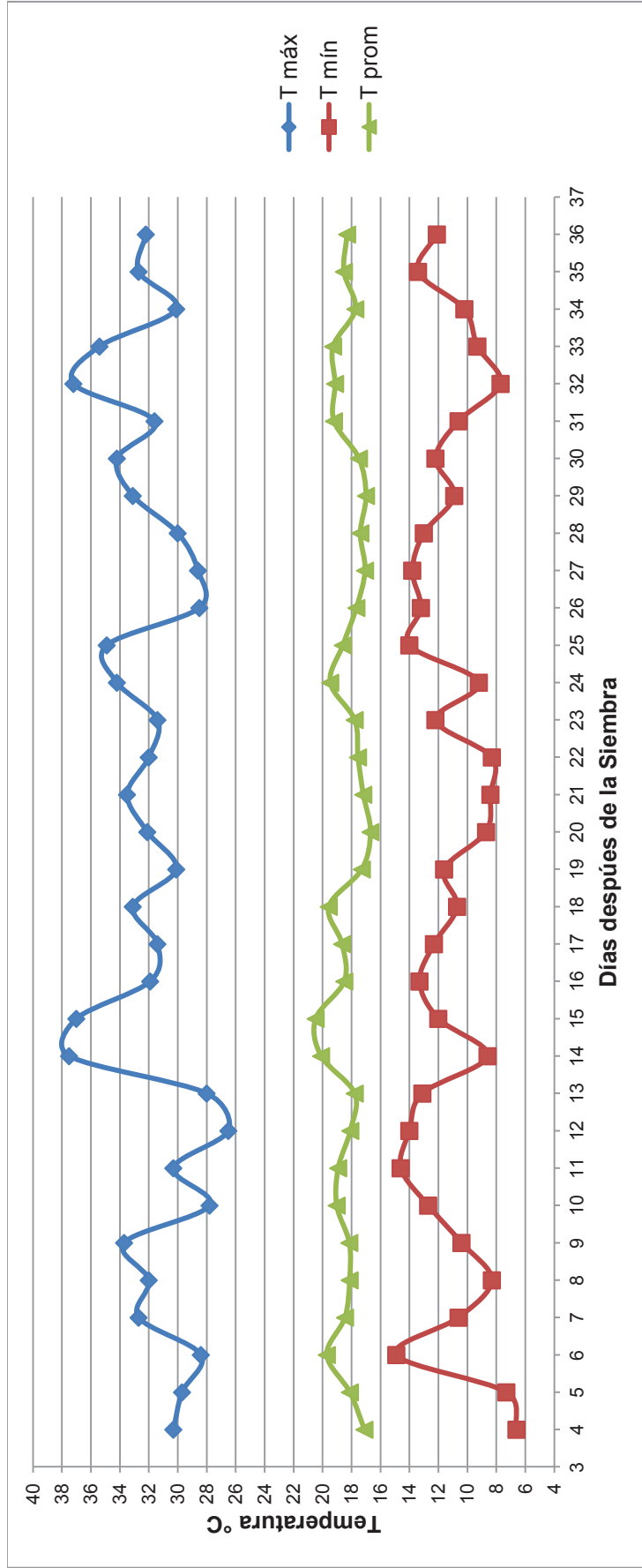


Figura AVI.1. Temperaturas máxima, mínima y promedio registradas dentro del invernadero

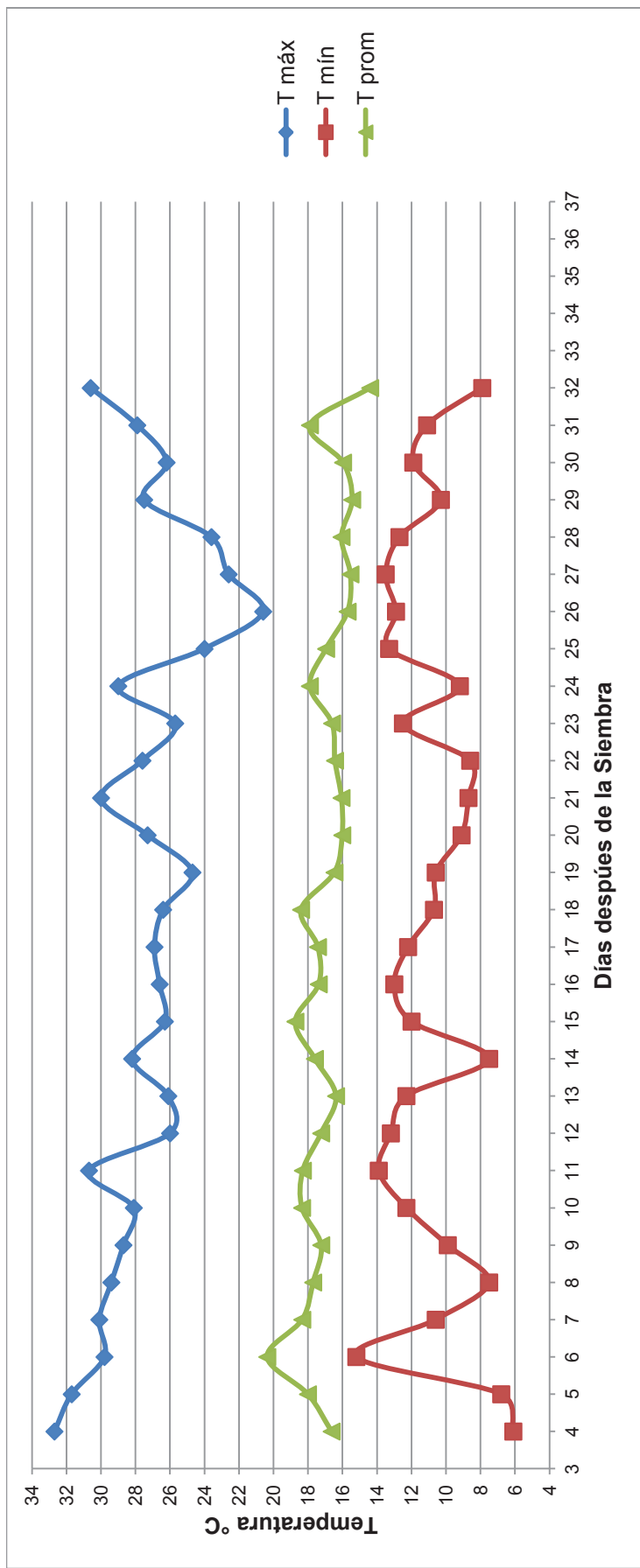


Figura AVI.2. Temperaturas máxima, mínima y promedio registradas fuera del invernadero

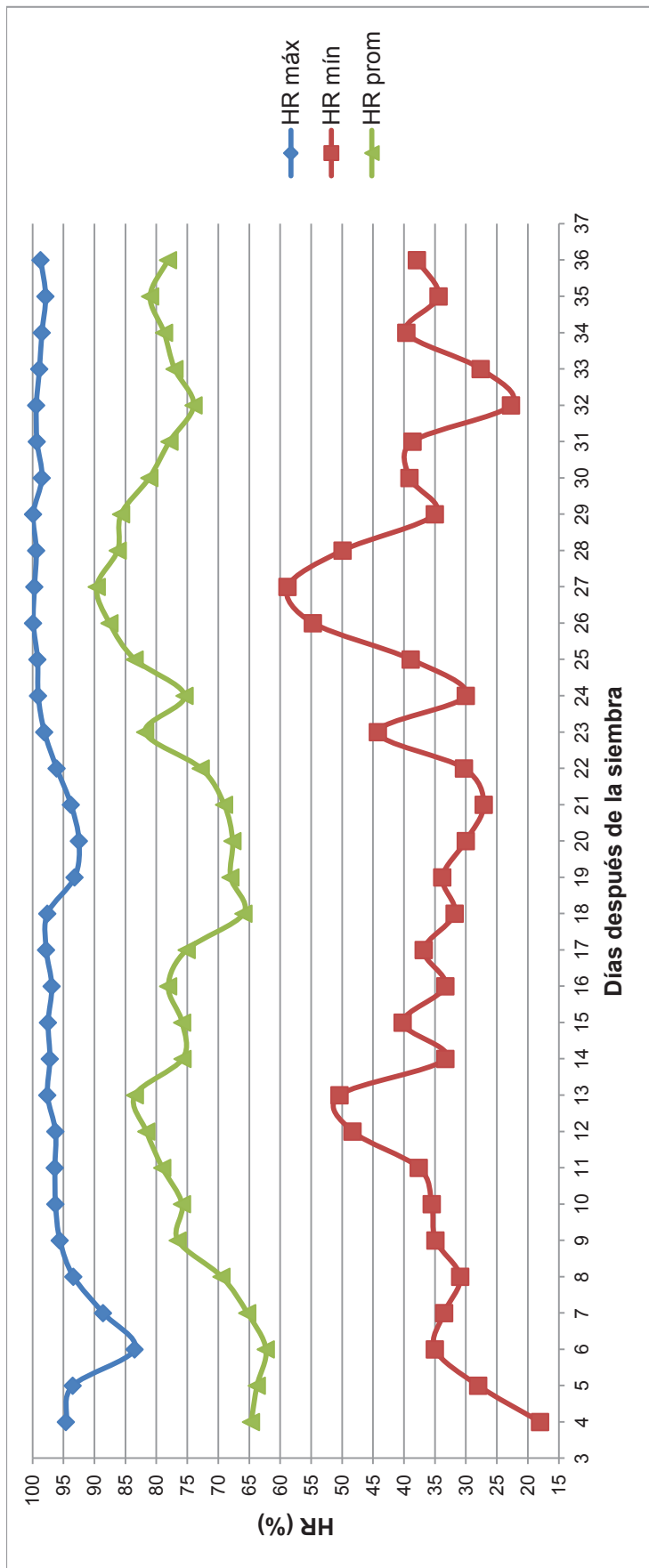


Figura AVI.3. Humedades relativas máxima, mínima y promedio registradas dentro del invernadero

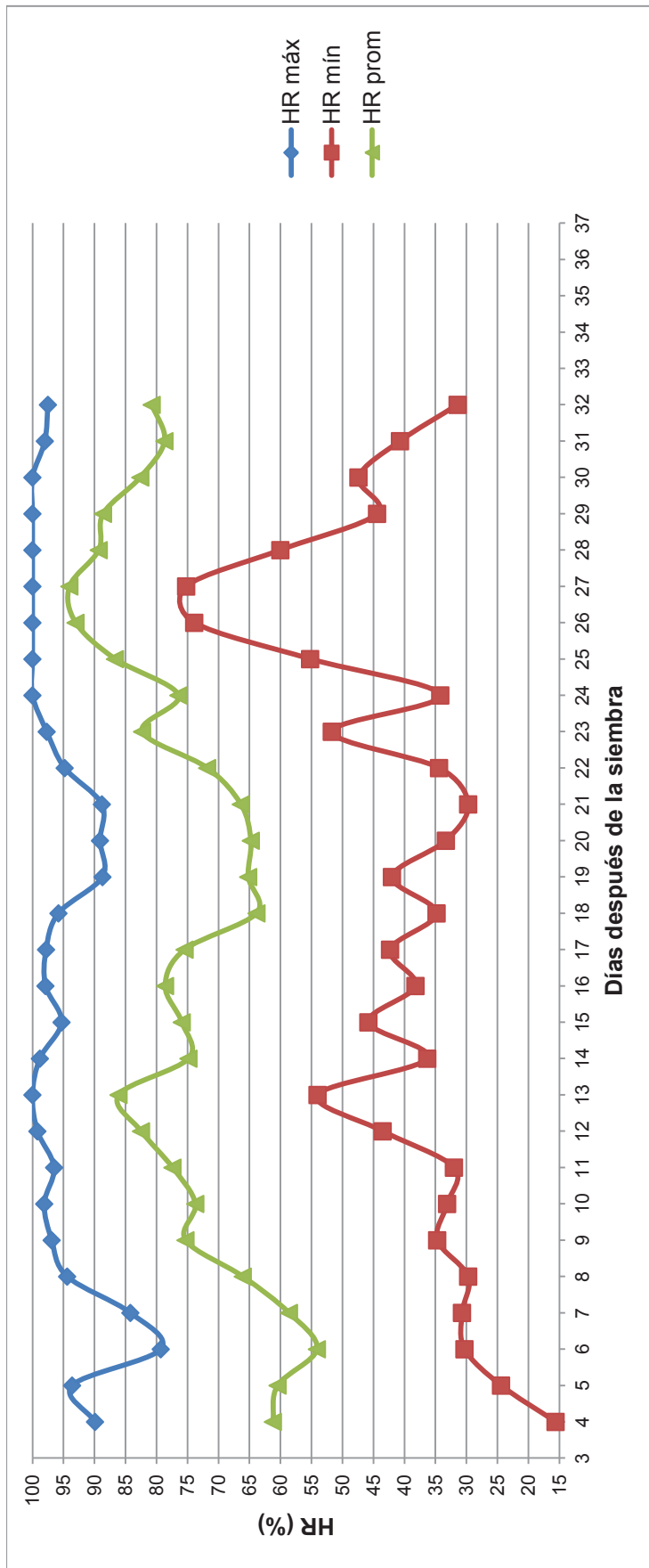


Figura AVI.4. Humedades relativas máxima, mínima y promedio registradas fuera del invernadero

ANEXO VII

CRITERIOS DE SELECCIÓN DE LAS PLÁNTULAS PARA LA
EVALUACIÓN DEL CRECIMIENTO Y DESARROLLO

Figura AVII.1. Plántula con las hojas cotiledonales aún dentro de la semilla

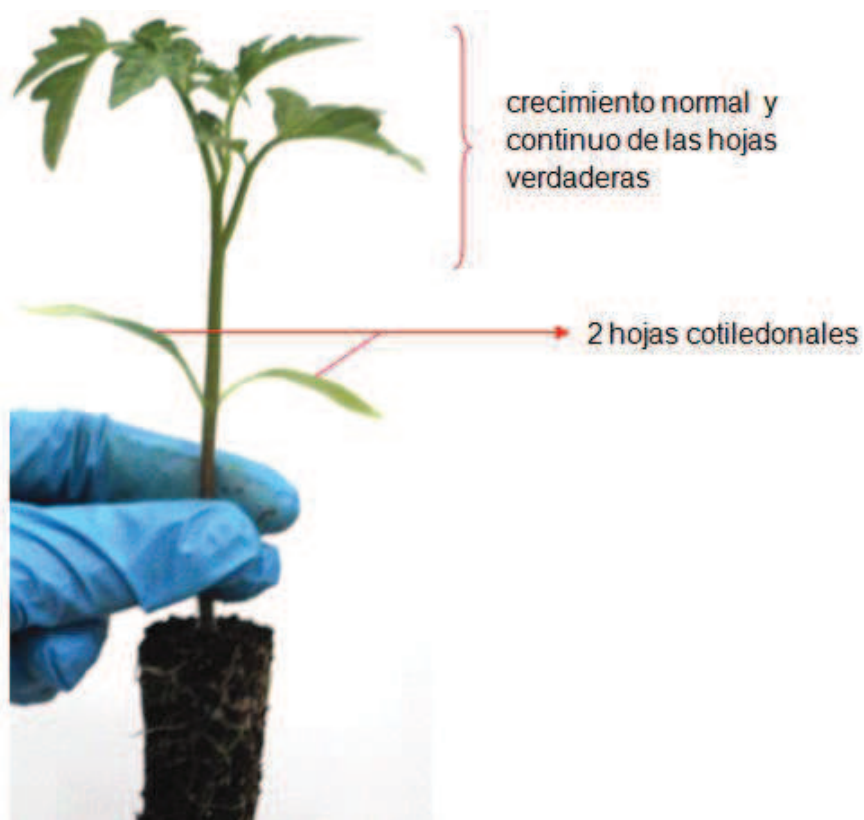


Figura AVII.2. Plántula tomada para la evaluación experimental



Figura AVII.3. Ejemplos de plántulas descartadas para la evaluación experimental a los 30 DDS

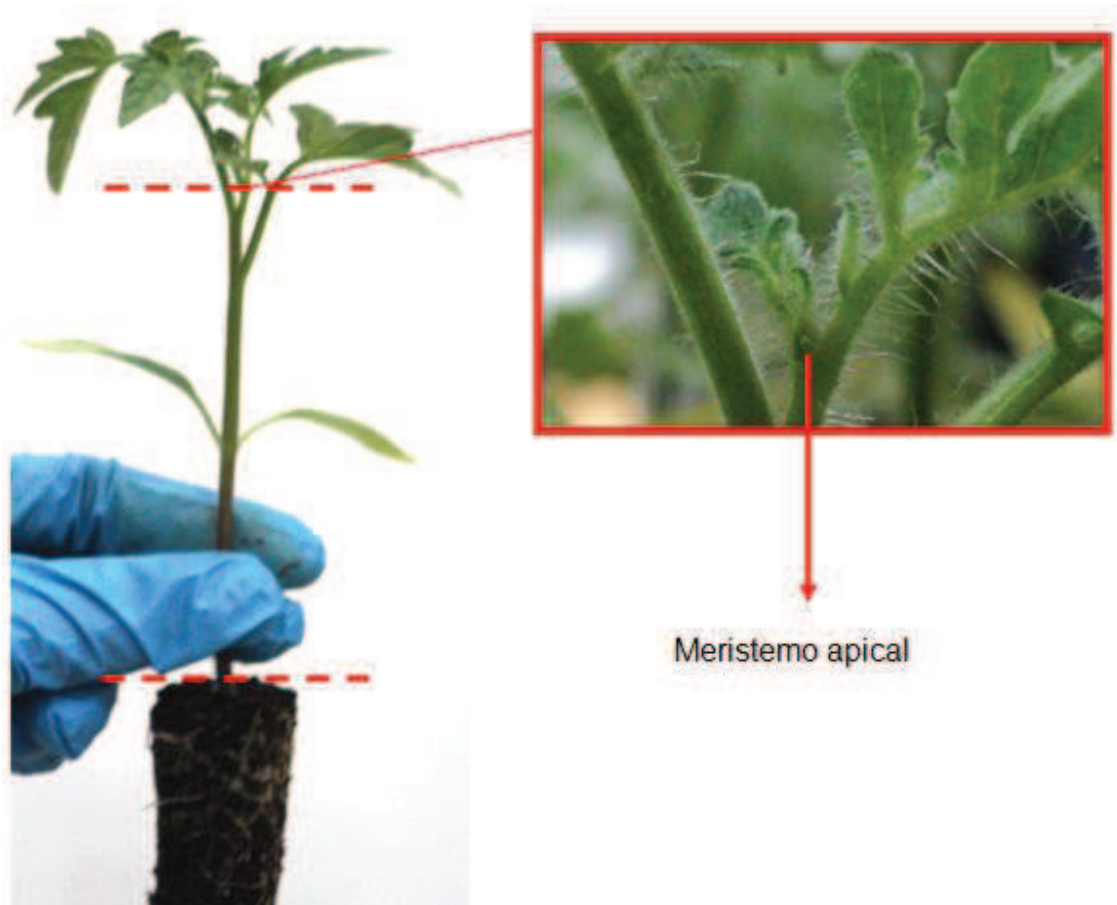
ANEXO VIII**EVALUACIÓN DEL CRECIMIENTO Y DESARROLLO**

Figura AVIII.1. Límites para la medición de la altura de la plántula



Figura AVIII.2. Lugar de medición del diámetro del tallo de la plántula



Figura AVIII.3. Forma de contabilización las hojas

ANEXO IX

CALIDAD DE AGUA DE RIEGO



Orden de trabajo # 130532
Hoja 1 de 1

NOMBRE: AGRICOLA ALVER & ASOCIADOS S.C.C.
DIRECCIÓN: Las Dalias 4-68 y Jorge Adum Sector LA Florida
MUESTRA: Agua tratada
CARACTERÍSTICA DE LA MUESTRA: Líquido incoloro
ANÁLISIS: Físico Químico
FECHA DE RECEPCION: 25 de febrero del 2013
FECHA DE TOMA DE MUESTRA: 22 de febrero del 2013
LOCALIZACION: Ibarra
ENVASE: PET
REFERENCIA: 130532
FECHA DE REALIZACIÓN DE ENSAYO: 25 - 26 de febrero del 2013
MUESTREO POR: El Cliente
CONDICIONES AMBIENTALES: 24°C 48%

ANÁLISIS FÍSICO - QUÍMICO	RESULTADO	Unidad	METODO	Límites
pH (20°C)	7.40	°C	APHA 4500 H+ B	6 - 9
COLOR:	0	UTC	Visual	Hasta 5
TURBIEDAD:	0	NTU	Nefelométrico	Hasta 3
CONDUCTIVIDAD (Micromhos):	1210		APHA 2510	Hasta 500
BIÓXIDO DE CARBONO:	55.45	mg/l	APHA 4500D	Hasta 5
CARBONATOS:	0.00	mg/l	Volumétrico	Hasta 120
BICARBONATOS:	686.88	mg/l	Volumétrico	Hasta 250
CLORUROS:	81.73	mg/l	APHA 4500- Cl- B	Hasta 350
MANGANESO:	0.00	mg/l	APHA 3500- Mn B	Hasta 0.4
HIERRO TOTAL:	0.24	mg/l	APHA 3500-Fe B	Hasta 0.3
MAGNESIO:	41.72	mg/l	APHA 3500-Mg B	Hasta 150
CALCIO:	43.77	mg/l	APHA 3500-Ca B	Hasta 200
NITRATOS:	0.09	mg/l	APHA 4500-NO ₃ - D	Hasta 50
NITRITOS:	0.08	mg/l	APHA 4500 NO ₂ - B	Hasta 0.3
SULFATOS:	5.06	mg/l	APHA 4500-SO ₄ ²⁻ - E	Hasta 400
FOSFATOS:	0.31	mg/l	APHA 4500-P C	Hasta 0.3
SODIO:	96	mg/l	Electrodo selectivo	Hasta 115
POTASIO:	6	mg/l	Electrodo selectivo	Hasta 300
ALCALINIDAD:	686.88	mg/l	APHA 2320B	Hasta 250
DUREZA TOTAL (Como CaCO ₃):	280.28	mg/l	APHA 2340C	Hasta 300
DUREZA CARBONATADA (Como CaCO ₃):	280.28	mg/l	Cálculo	
DUREZA NO CARBONATADA (Como CaCO ₃):	0.00	mg/l	Cálculo	
SOLIDOS TOTALES (a 105°C):	812	mg/l	APHA 2540B	Hasta 1500
SOLIDOS DISUELTOS TOTALES (a 105°C):	792	mg/l	APHA 2540C	Hasta 500
SOLIDOS SUSPENDIDOS (a 105 °C) :	20	mg/l	APHA 2540D	
INDICE DE LANGELIER (a 25 °C):	+ 0.19		Cálculo:	+~ 0.50

[Firma]
Dr. Oscar Luzuriaga
PRESIDENTE

El presente informe solo es válido para la muestra analizada.
Este informe no debe reproducirse más que en su totalidad previa autorización escrita de LABOLAB

INFORME TÉCNICO, FICHA DE ESTABILIDAD, INFORMACIÓN NUTRICIONAL PARA REGISTRO SANITARIO

Análisis físico, químico, microbiológico, entomológico de: alimentos, aguas, bebidas, materias primas, balanceados, cosméticos, pesticidas, suelos, metales pesados y otros
Av. Pérez Guerrero Oe 21-11 y Versalles - Of. 12 B - 2do. Piso - Telefax.: 2563-225 / 2235-404 / 3214-333 / 3214-353 Cel.: 0999590-412

e-mails: olg@ecnet.ec / drluzuriaga@labolab.com.ec / servicioalcliente@labolab.com.ec

www.labolab.com.ec

Quito - Ecuador

Figura AIX.1. Análisis del agua de riego

Para determinar la calidad del agua de riego con las directrices dadas en la Tabla AIX.1, se debe calcular el RAS a partir de la siguiente ecuación:

$$\text{RAS} = \frac{\text{Na}}{\sqrt{\frac{\text{Ca} + \text{Mg}}{2}}} \quad [\text{IX.1}]$$

Donde el contenido de Na, Ca y Mg del agua deben estar expresados en meq/L (se divide la cantidad en mg/L para el peso equivalente de cada elemento).

Tabla AIX.1. Directrices para la interpretación de calidad de agua para riego

Problema Potencial de Irrigación	Grado de restricción de uso		
Salinidad (afecta la disponibilidad de agua de los cultivos)	Ninguno	Ligero - moderado	Severo
C.E. (dS/m)	< 0,7	0,7 - 3,0	> 3,0
Infiltración (afecta la tasa de infiltración de agua en el suelo)	Ninguno	Ligero - moderado	Severo
RAS entre 0 - 3 y C.E. =	> 0,7	0,7 - 0,2	< 0,2
RAS entre 3 - 6 y C.E. =	> 1,2	1,2 - 0,3	< 0,3
RAS entre 6 - 12 y C.E. =	> 1,9	1,9 - 0,5	< 0,5
RAS entre 12 - 20 y C.E. =	> 2,9	2,9 - 1,3	< 1,3
RAS entre 20 - 40 y C.E. =	> 5,0	5,0 - 2,9	< 2,9
Toxicidad de iones (afecta cultivos sensibles)	Ninguno	Ligero - moderado	Severo
Sodio Riego por superficie (RAS)	< 3,0	3,0 - 9,0	> 9,0
	Riego por aspersión (meq/L)	> 3,0	
Cloruro Riego por superficie (meq/L)	< 4,0	4,0 - 10,0	> 10,0
	Riego por aspersión (meq/L)	> 3,0	
pH	Rango Normal de 6,5 a 8,4		

Ayers y Westcot (1994)

Tabla AIX.2. Influencia de la calidad del agua en problemas de obstrucción de sistemas de riego

Problema Potencial	Grado de restricción de uso		
Físico	Ninguno	Ligero - moderado	Severo
Sólidos suspendidos (mg/L)	< 50	50 - 100	> 100
Químico	Ninguno	Ligero - moderado	Severo
pH	< 7,0	7,0 - 8,0	> 8,0
Sólidos disueltos (mg/L)	< 500	500 - 2 000	> 2 000
Manganeso (mg/L)	< 0,1	0,1 - 1,5	> 1,5
Hierro (mg/L)	< 0,1	0,1 - 1,5	> 1,5

Ayers y Westcot (1994)

ANEXO X

CONCENTRACIONES DE FOSFITO Y QUITOSANO APLICADAS A LAS PLÁNTULAS

El Fosfirend contiene 103 g de fosfito por litro, entonces la cantidad de fosfito en cada dilución sería:

Dosis 1,5

$$\frac{103 \text{ g HPO}_3^{-2}}{1000 \text{ mL Fosfirend}} \times 1,5 \text{ mL Fosfirend} = 0,1545 \text{ g HPO}_3^{-2}$$

Dosis 2,0

$$\frac{103 \text{ g HPO}_3^{-2}}{1000 \text{ mL Fosfirend}} \times 2,0 \text{ mL Fosfirend} = 0,2060 \text{ g HPO}_3^{-2}$$

Dosis 2,5

$$\frac{103 \text{ g HPO}_3^{-2}}{1000 \text{ mL Fosfirend}} \times 2,5 \text{ mL Fosfirend} = 0,2575 \text{ g HPO}_3^{-2}$$

La aplicación se realizó vía foliar hasta observar que la superficie de las hojas estén totalmente cubiertas por la solución. La concentración de fosfito aplicada en mg/mL de cada solución sería:

Dosis 1,5

$$\frac{154,5 \text{ mg HPO}_3^{-2}}{1000 \text{ mL solución 1,5}} = 0,1545 \frac{\text{mg HPO}_3^{-2}}{\text{mL solución 1,5}}$$

Dosis 2,0

$$\frac{206,0 \text{ mg HPO}_3^{-2}}{1000 \text{ mL solución 2,0}} = 0,2060 \frac{\text{mg HPO}_3^{-2}}{\text{mL solución 2,0}}$$

Dosis 2,5

$$\frac{257,5 \text{ mg HPO}_3^{-2}}{1000 \text{ mL solución 2,5}} = 0,2575 \frac{\text{mg HPO}_3^{-2}}{\text{mL solución 2,5}}$$

Las concentraciones de fosfito aplicadas, expresadas en mM serían:

Dosis 1,5

$$\frac{0,1545 \text{ g HPO}_3^{-2}}{1 \text{ L de solución}} \times \frac{1 \text{ mol HPO}_3^{-2}}{80 \text{ g HPO}_3^{-2}} \times 1000 = 1,93 \text{ mM}$$

Dosis 1,5

$$\frac{0,2060 \text{ g HPO}_3^{-2}}{1 \text{ L de solución}} \times \frac{1 \text{ mol HPO}_3^{-2}}{80 \text{ g HPO}_3^{-2}} \times 1000 = 2,57 \text{ mM}$$

Dosis 2,5

$$\frac{0,2575 \text{ g HPO}_3^{-2}}{1 \text{ L de solución}} \times \frac{1 \text{ mol HPO}_3^{-2}}{80 \text{ g HPO}_3^{-2}} \times 1000 = 3,22 \text{ mM}$$

La composición del Fosfirend que se muestra en la Tabla 3.6 indica que el contenido de quitosano es del 1,7 % (p/v), entonces la cantidad de este compuesto en cada dilución sería:

Dosis 1,5

$$\frac{1,7 \text{ g Quitosano}}{100 \text{ mL Fosfirend}} \times 1,5 \text{ mL Fosfirend} = 0,0255 \text{ g Quitosano}$$

Dosis 2,0

$$\frac{1,7 \text{ g Quitosano}}{100 \text{ mL Fosfirend}} \times 2,0 \text{ mL Fosfirend} = 0,0340 \text{ g Quitosano}$$

Dosis 2,5

$$\frac{1,7 \text{ g HPO}_3^{-2}}{100 \text{ mL Fosfirend}} \times 2,5 \text{ mL Fosfirend} = 0,0425 \text{ g Quitosano}$$

La aplicación se realizó vía foliar hasta observar que la superficie de las hojas estén totalmente cubiertas por la solución. La concentración aplicada en mg/mL de cada solución sería:

Dosis 1,5

$$\frac{25,5 \text{ mg Quitosano}}{1000 \text{ mL solución 1,5}} = 0,0255 \frac{\text{mg Quitosano}}{\text{mL solución 1,5}}$$

Dosis 2,0

$$\frac{34,0 \text{ mg Quitosano}}{1000 \text{ mL solución 2,0}} = 0,0340 \frac{\text{mg Quitosano}}{\text{mL solución 2,0}}$$

Dosis 2,5

$$\frac{42,5 \text{ mg Quitosano}}{1000 \text{ mL solución 2,5}} = 0,0425 \frac{\text{mg Quitosano}}{\text{mL solución 2,5}}$$

ANEXO XI

RESULTADOS, ANOVA Y PRUEBA LSD DE LAS DIFERENTES VARIABLES DE RESPUESTA

Porcentaje de Germinación a los 5, 6, 7 y 8 DDS

Tabla AXI.1. Número de plántulas germinadas por tratamiento a los 5,6,7 y 8 DDS para cada repetición

TRATAMIENTO	DÍAS DESPUÉS DE LA SIEMBRA															
	5				6				7				8			
	P1	P2	P3	P4	P1	P2	P3	P4	P1	P2	P3	P4	P1	P2	P3	P4
T-0,0	13	18	15	23	21	23	22	25	25	24	22	25	25	24	23	25
T-1,5	13	12	20	22	25	20	23	24	25	23	23	24	25	24	23	25
T-2,0	11	19	19	25	22	25	24	25	23	25	24	25	23	25	24	25
T-2,5	14	13	13	21	24	20	23	24	24	23	24	24	24	23	24	24
TE-0,0	3	5	12	15	19	21	23	22	24	24	23	24	24	24	24	24
TE-1,5	4	5	12	11	16	16	22	22	20	20	23	24	21	20	23	24
TE-2,0	5	4	14	15	19	20	22	23	21	23	23	24	24	24	23	24
TE-2,5	5	6	8	14	19	19	19	24	23	20	21	25	23	21	22	25
E-0,0	0	0	7	12	11	15	16	18	20	23	22	22	20	24	23	22
E-1,5	0	0	8	14	11	14	15	22	18	20	19	25	22	20	20	25
E-2,0	1	1	12	9	16	11	22	21	22	20	23	22	24	23	24	25
E-2,5	0	0	8	9	10	12	19	18	19	21	21	21	20	23	23	21

Tabla AXI.2. Porcentaje de germinación por tratamiento a los 5,6,7 y 8 DDS para cada repetición

TRATAMIENTO	DÍAS DESPUÉS DE LA SIEMBRA															
	5				6				7				8			
	P1	P2	P3	P4	P1	P2	P3	P4	P1	P2	P3	P4	P1	P2	P3	P4
T-0,0	52	72	60	92	84	92	88	100	100	100	96	100	100	96	92	100
T-1,5	52	48	80	88	100	80	92	96	100	92	96	100	100	96	92	100
T-2,0	44	76	76	100	88	100	96	100	92	100	96	100	92	100	96	100
T-2,5	56	52	52	84	96	80	92	96	96	92	96	96	96	92	96	96
TE-0,0	12	20	48	60	76	84	92	88	96	96	92	96	96	96	96	96
TE-1,5	16	20	48	44	64	64	88	88	80	80	92	96	84	80	92	96
TE-2,0	20	16	56	60	76	80	88	92	84	92	92	96	96	96	92	96
TE-2,5	20	24	32	56	76	76	76	96	92	80	84	100	92	84	88	100
E-0,0	0	0	28	48	44	60	64	72	80	92	88	88	80	96	92	88
E-1,5	0	0	32	56	44	56	60	88	72	80	76	100	88	80	80	100
E-2,0	4	4	48	36	64	44	88	84	88	80	92	88	96	92	96	100
E-2,5	0	0	32	36	40	48	76	72	76	84	84	84	80	92	92	84

Analysis of Variance for Germinación5 - Type III Sums of Squares

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
MAIN EFFECTS					
A:Sustrato	19012,7	2	9506,33	21,80	0,0000
B:Dosis	388,0	3	129,333	0,30	0,8276
INTERACTIONS					
AB	134,0	6	22,3333	0,05	0,9994
RESIDUAL	15696,0	36	436,0		
TOTAL (CORRECTED)	35230,7	47			

All F-ratios are based on the residual mean square error.

Figura AXI.1. Análisis de la varianza para el porcentaje de germinación a los 5 DDS

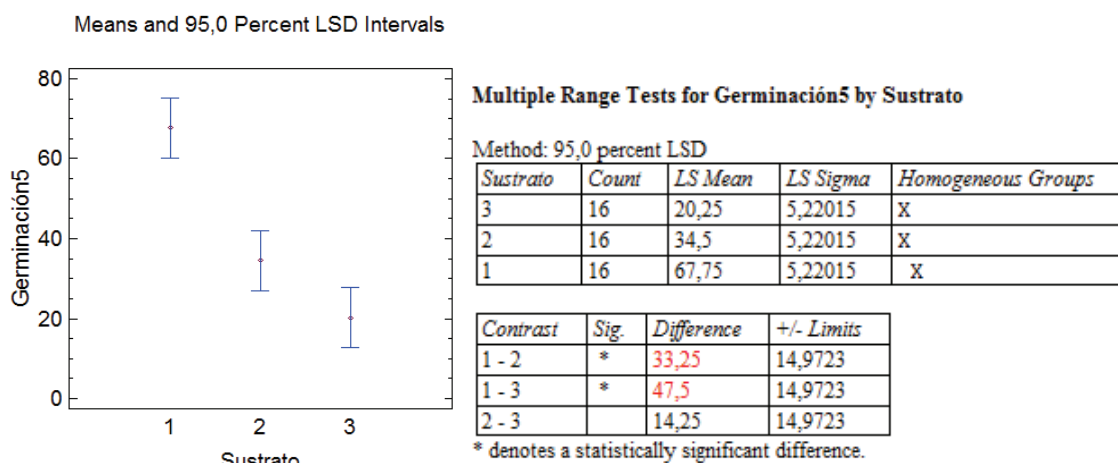


Figura AXI.2. Prueba LSD y gráfico de medias para el porcentaje de germinación a los 5 DDS para el factor sustrato

Analysis of Variance for Germinación6 - Type III Sums of Squares

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
MAIN EFFECTS					
A:Sustrato	7240,67	2	3620,33	23,98	0,0000
B:Dosis	339,667	3	113,222	0,75	0,5296
INTERACTIONS					
AB	223,333	6	37,2222	0,25	0,9576
RESIDUAL	5436,0	36	151,0		
TOTAL (CORRECTED)	13239,7	47			

All F-ratios are based on the residual mean square error.

Figura AXI.3. Análisis de la varianza para el porcentaje de germinación a los 6 DDS

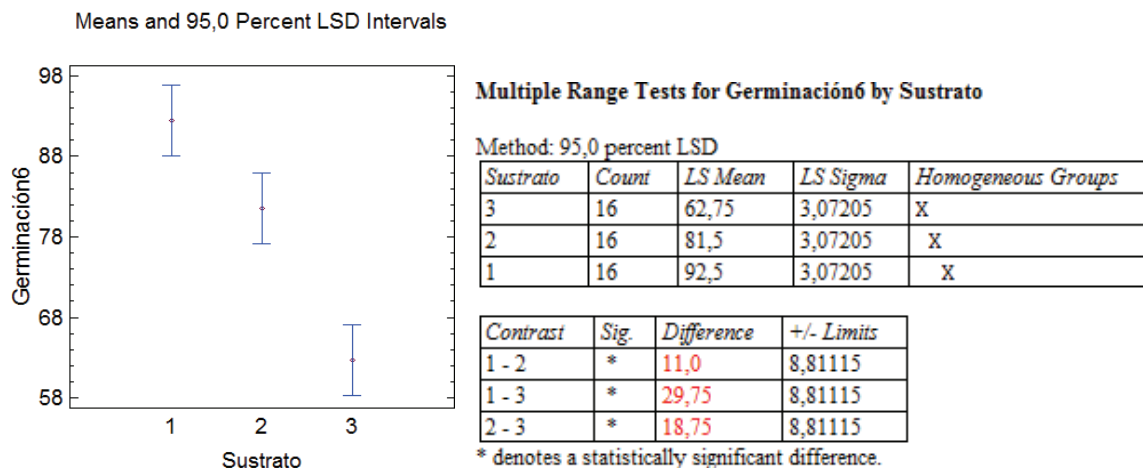


Figura AXI.4. Prueba LSD y gráfico de medias para el porcentaje de germinación a los 6 DDS para el factor sustrato

Analysis of Variance for Germinación7 - Type III Sums of Squares

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
MAIN EFFECTS					
A:Sustrato	1014,0	2	507,0	13,15	0,0001
B:Dosis	185,0	3	61,6667	1,60	0,2065
INTERACTIONS					
AB	66,0	6	11,0	0,29	0,9401
RESIDUAL	1388,0	36	38,5556		
TOTAL (CORRECTED)	2653,0	47			

All F-ratios are based on the residual mean square error.

Figura AXI.5. Análisis de la varianza para el porcentaje de germinación a los 7 DDS

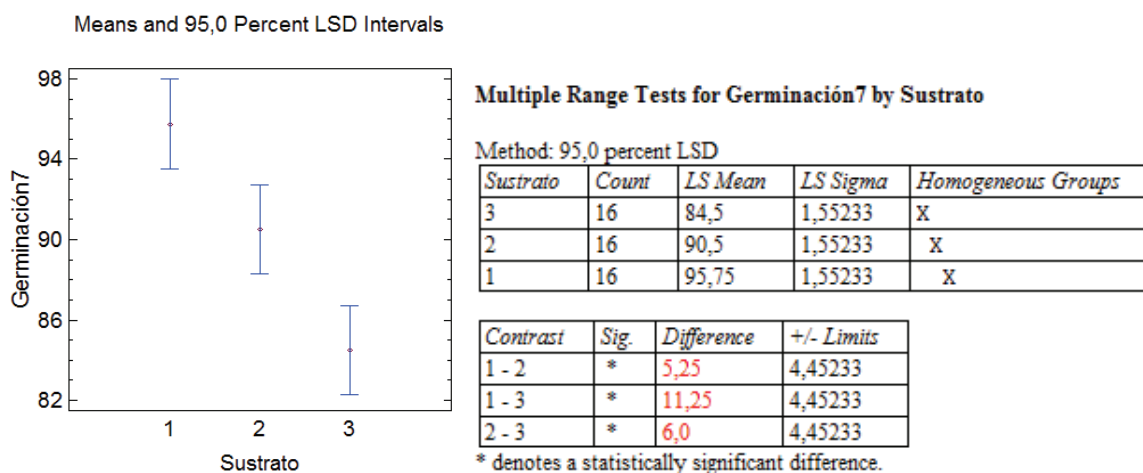


Figura AXI.6. Prueba LSD y gráfico de medias para el porcentaje de germinación a los 7 DDS para el factor sustrato

Analysis of Variance for Germinación8 - Type III Sums of Squares

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
MAIN EFFECTS					
A:Sustrato	368,667	2	184,333	6,61	0,0036
B:Dosis	233,0	3	77,6667	2,78	0,0547
INTERACTIONS					
AB	162,0	6	27,0	0,97	0,4605
RESIDUAL	1004,0	36	27,8889		
TOTAL (CORRECTED)	1767,67	47			

All F-ratios are based on the residual mean square error.

Figura AXI.7. Análisis de la varianza para el porcentaje de germinación a los 8 DDS

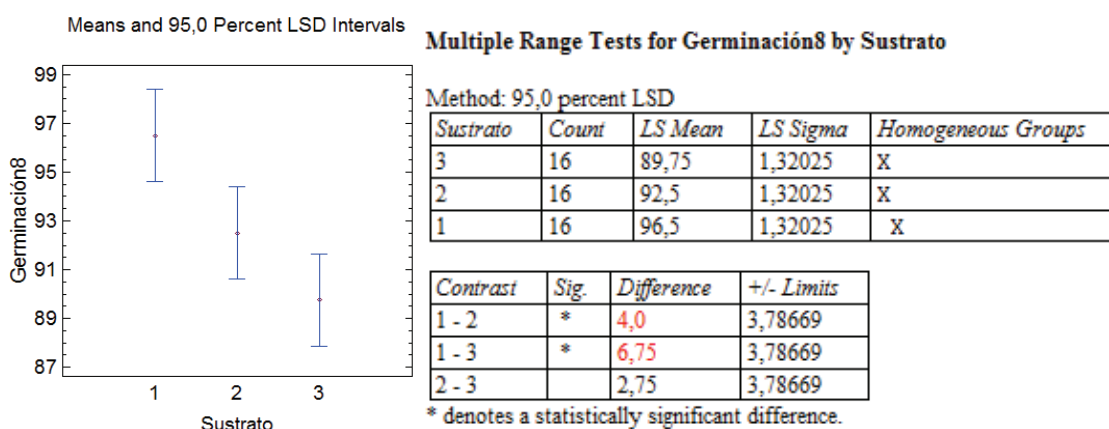


Figura AXI.8. Prueba LSD y gráfico de medias para el porcentaje de germinación a los 8 DDS para el factor sustrato

Tiempo medio de germinación y tasa de germinación

Tabla AXI. 3. Tiempo medio de germinación y tasa de germinación por tratamiento para cada repetición

TRATAMIENTO	Tiempo medio de germinación (tm)				Tasa de germinación (Tg)			
	P1	P2	P3	P4	P1	P2	P3	P4
T-0,0	5,640	5,292	5,435	5,080	0,177	0,189	0,184	0,197
T-1,5	5,480	5,708	5,130	5,200	0,182	0,175	0,195	0,192
T-2,0	5,565	5,240	5,208	5,000	0,180	0,191	0,192	0,200
T-2,5	5,417	5,565	5,500	5,125	0,185	0,180	0,182	0,195
TE-0,0	6,083	5,917	5,583	5,458	0,164	0,169	0,179	0,183
TE-1,5	6,095	5,950	5,522	5,625	0,164	0,168	0,181	0,178
TE-2,0	6,125	6,042	5,435	5,417	0,163	0,166	0,184	0,185
TE-2,5	5,957	5,857	5,818	5,480	0,168	0,171	0,172	0,182
E-0,0	6,450	6,417	6,043	5,636	0,155	0,156	0,165	0,177
E-1,5	6,682	6,300	5,900	5,560	0,150	0,159	0,169	0,180
E-2,0	6,375	6,609	5,625	5,920	0,157	0,151	0,178	0,169
E-2,5	6,550	6,565	5,913	5,714	0,153	0,152	0,169	0,175

Analysis of Variance for tmed - Type III Sums of Squares

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
MAIN EFFECTS					
A:Sustrato	5,02784	2	2,51392	22,64	0,0000
B:Dosis	0,0348905	3	0,0116302	0,10	0,9568
INTERACTIONS					
AB	0,0338934	6	0,0056489	0,05	0,9994
RESIDUAL	3,99783	36	0,111051		
TOTAL (CORRECTED)	9,09445	47			

All F-ratios are based on the residual mean square error.

Figura AXI.9. Análisis de la varianza para el tiempo medio de germinación

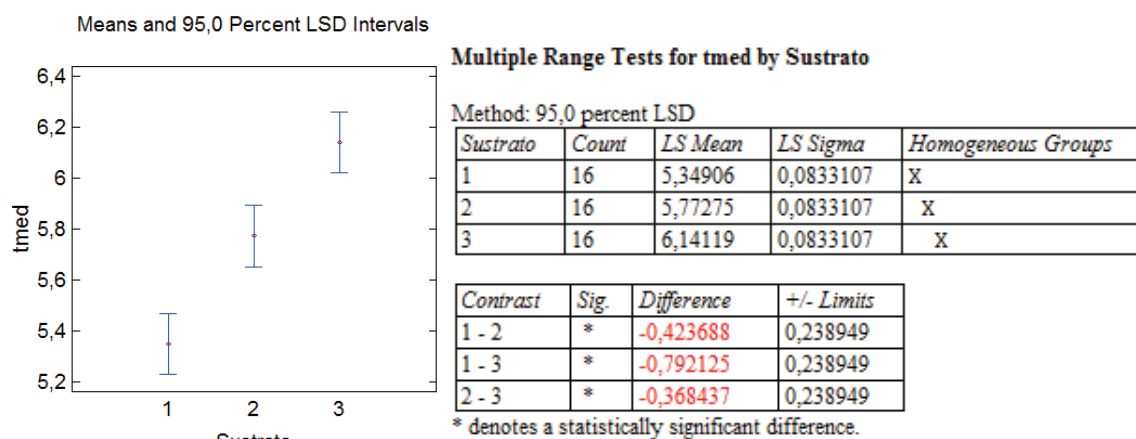


Figura AXI.10. Prueba LSD y gráfico de medias para el tiempo medio de germinación para el factor sustrato

Analysis of Variance for TG - Type III Sums of Squares

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
MAIN EFFECTS					
A:Sustrato	0,00457013	2	0,00228506	24,23	0,0000
B:Dosis	0,0000458333	3	0,0000152778	0,16	0,9212
INTERACTIONS					
AB	0,0000400417	6	0,00000667361	0,07	0,9984
RESIDUAL	0,003395	36	0,0000943056		
TOTAL (CORRECTED)	0,008051	47			

All F-ratios are based on the residual mean square error.

Figura AXI.11. Análisis de la varianza para la tasa de germinación

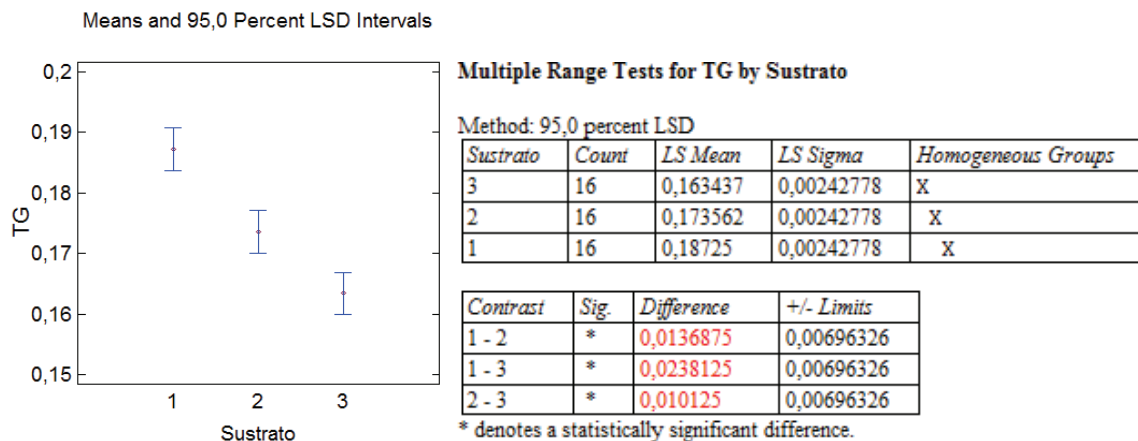


Figura AXI.12. Prueba LSD y gráfico de medias de la tasa de germinación para el factor sustrato

Altura del plantín

Tabla AXI.4. Altura de los plantines por tratamiento para cada repetición

TRATAMIENTO	10 DDS		30 DDS	
T-0,0	2,574	2,645	8,647	8,458
	2,734	2,617	8,011	8,190
T-1,5	2,553	2,659	8,230	8,197
	2,792	2,742	8,682	8,495
T-2,0	2,749	2,687	8,972	8,905
	2,901	2,858	8,512	8,474
T-2,5	2,660	2,578	7,966	7,989
	2,857	2,814	7,459	7,700
TE-0,0	2,588	2,588	6,911	7,448
	2,664	2,611	8,520	8,381
TE-1,5	2,307	2,371	6,818	7,337
	2,750	2,744	8,267	8,277
TE-2,0	2,386	2,435	6,360	6,470
	2,553	2,614	8,196	8,044
TE-2,5	2,648	2,582	6,039	6,479
	2,856	2,766	8,033	7,888
E-0,0	2,513	2,687	5,842	6,215
	2,607	2,514	6,358	6,540
E-1,5	2,444	2,499	5,993	6,141
	2,490	2,573	6,424	6,341
E-2,0	2,467	2,535	6,448	6,455
	2,533	2,586	6,960	6,716
E-2,5	2,379	2,593	5,700	6,152
	2,535	2,529	6,020	6,237

Analysis of Variance for h10 - Type III Sums of Squares

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
MAIN EFFECTS					
A:Sustrato	0,279341	2	0,139671	11,47	0,0001
B:Dosis	0,0319327	3	0,0106442	0,87	0,4635
INTERACTIONS					
AB	0,14207	6	0,0236784	1,94	0,1000
RESIDUAL	0,438367	36	0,0121769		
TOTAL (CORRECTED)	0,891711	47			

All F-ratios are based on the residual mean square error.

Figura AXI.13. Análisis de la varianza para altura del plantín a los 10 DDS

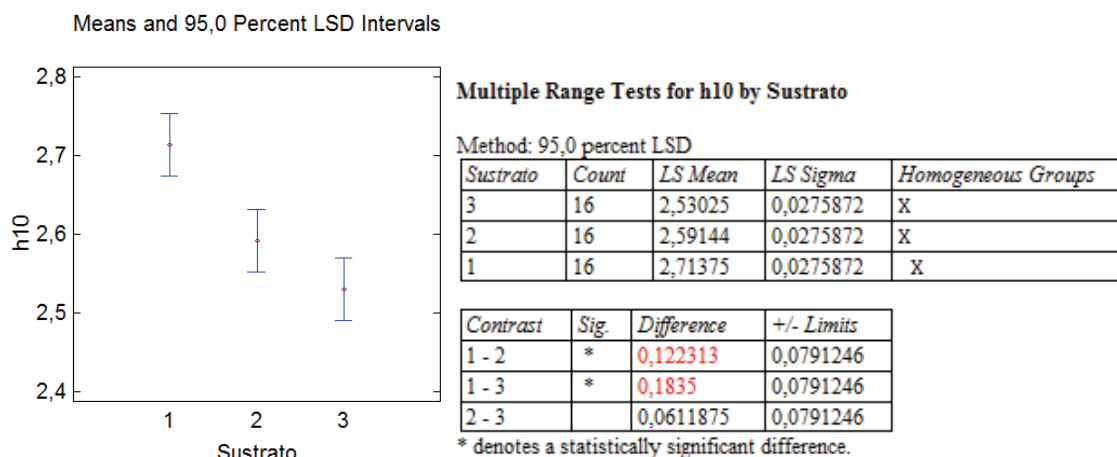


Figura AXI.14. Prueba LSD y gráfico de medias para altura del plantín a los 10 DDS para el factor sustrato

Analysis of Variance for h30 - Type III Sums of Squares

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
MAIN EFFECTS					
A:Sustrato	33,0096	2	16,5048	55,19	0,0000
B:Dosis	2,39046	3	0,796819	2,66	0,0625
INTERACTIONS					
AB	1,56517	6	0,260861	0,87	0,5247
RESIDUAL	10,7666	36	0,299073		
TOTAL (CORRECTED)	47,7319	47			

All F-ratios are based on the residual mean square error.

Figura AXI.15. Análisis de la varianza para altura del plantín a los 30 DDS

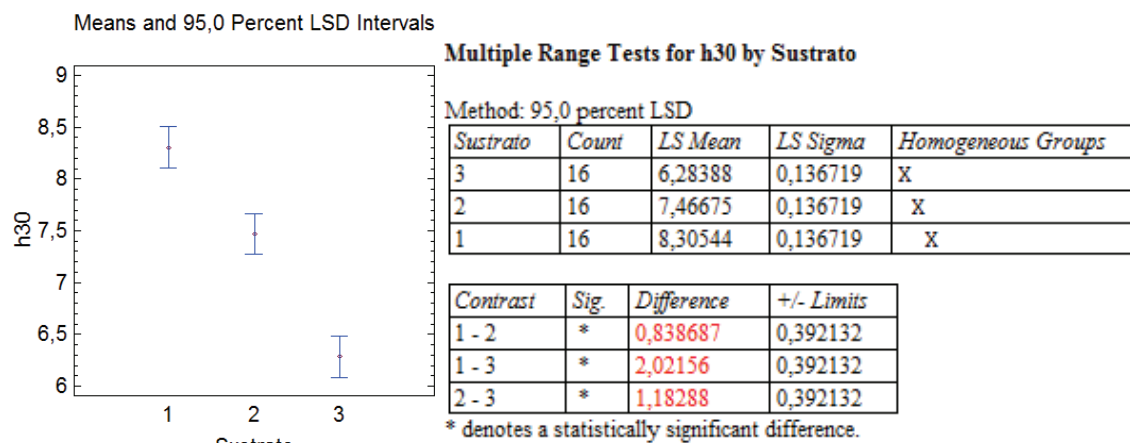


Figura AXI.16. Prueba LSD y gráfico de medias para altura del plantín a los 30 DDS para el factor sustrato

Diámetro del tallo del plantín

Tabla AXI.5. Diámetro del tallo de los plantines por tratamiento para cada repetición

TRATAMIENTO	10 DDS		30 DDS	
T-0,0	1,004	1,000	2,664	2,722
	1,006	0,955	2,676	2,680
T-1,5	1,041	1,002	2,804	2,956
	1,029	1,015	2,772	2,850
T-2,0	1,045	0,986	2,794	2,618
	1,038	1,062	2,824	2,840
T-2,5	1,081	0,996	2,772	2,792
	1,085	1,018	2,814	2,816
TE-0,0	1,060	1,040	2,776	2,658
	1,112	1,037	2,612	2,808
TE-1,5	0,998	1,023	2,716	2,728
	1,116	1,055	2,704	2,808
TE-2,0	1,001	1,018	2,624	2,718
	1,085	1,050	2,816	2,760
TE-2,5	1,033	1,032	2,546	2,768
	1,140	1,045	2,630	2,750
E-0,0	1,034	1,031	2,760	2,596
	1,101	1,049	2,782	2,582
E-1,5	0,977	1,002	2,618	2,728
	1,182	1,082	2,764	2,668
E-2,0	1,014	1,011	2,796	2,764
	1,182	1,123	2,864	2,614
E-2,5	1,094	1,067	2,676	2,758
	1,115	1,072	2,596	2,618

Analysis of Variance for d10 - Type III Sums of Squares

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
MAIN EFFECTS					
A:Sustrato	0,0190528	2	0,0095264	3,94	0,0284
B:Dosis	0,0055375	3	0,00184583	0,76	0,5223
INTERACTIONS					
AB	0,00562287	6	0,000937146	0,39	0,8823
RESIDUAL	0,0871035	36	0,00241954		
TOTAL (CORRECTED)	0,117317	47			

All F-ratios are based on the residual mean square error.

Figura AXI.17. Análisis de la varianza para diámetro del tallo del plantín a los 10 DDS

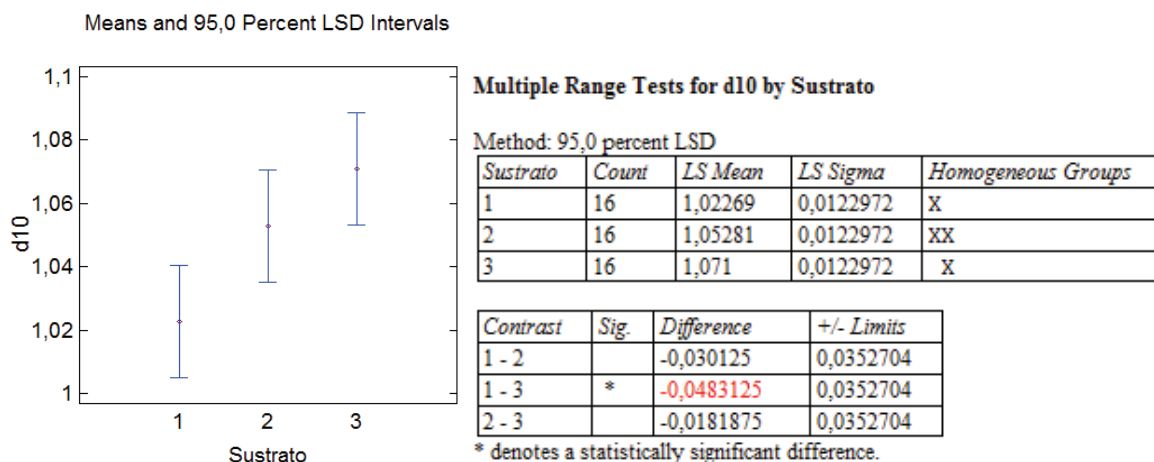


Figura AXI.18. Prueba LSD y gráfico de medias para diámetro del tallo del plantín a los 10 DDS para el factor sustrato

Analysis of Variance for d30 - Type III Sums of Squares

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
MAIN EFFECTS					
A:Sustrato	0,0513652	2	0,0256826	3,94	0,0283
B:Dosis	0,0373027	3	0,0124342	1,91	0,1458
INTERACTIONS					
AB	0,0486348	6	0,00810581	1,24	0,3076
RESIDUAL	0,234632	36	0,00651756		
TOTAL (CORRECTED)	0,371935	47			

All F-ratios are based on the residual mean square error.

Figura AXI.19. Análisis de la varianza para diámetro del tallo del plantín a los 30 DDS

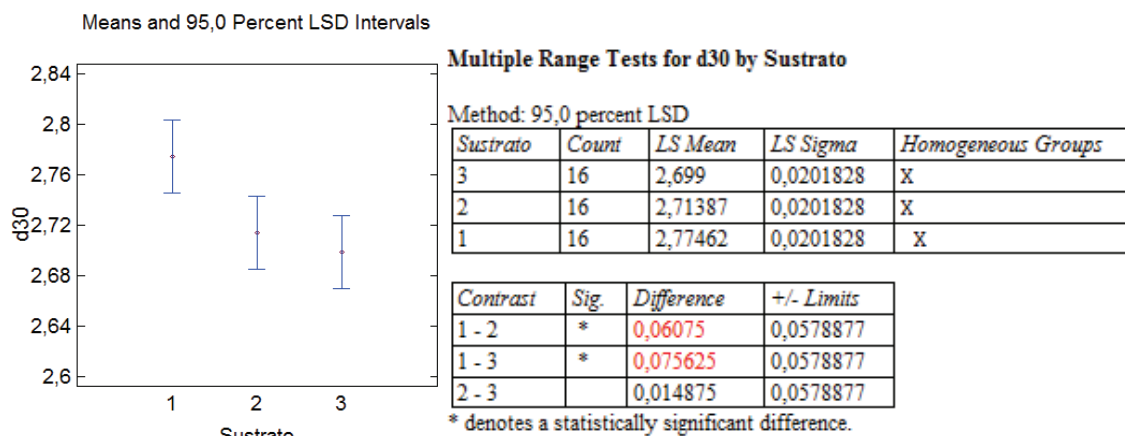


Figura AXI.20. Prueba LSD y gráfico de medias para diámetro del tallo del plantín a los 30 DDS para el factor sustrato

Índice de robustez

Tabla AXI.6. Índice de robustez de los plantines por tratamiento para cada repetición

TRATAMIENTO	30 DDS		TRATAMIENTO	30 DDS	
T-0,0	32,5	31,1	TE-2,0	24,2	23,8
	29,9	30,6		29,1	29,1
T-1,5	29,3	27,7	TE-2,5	23,7	23,4
	31,3	29,8		30,5	28,7
T-2,0	32,1	34,0	E-0,0	21,2	23,9
	30,1	29,8		22,9	25,3
T-2,5	28,7	28,6	E-1,5	22,9	22,5
	26,5	27,3		23,2	23,8
TE-0,0	24,9	28,0	E-2,0	23,1	23,4
	32,6	29,8		24,3	25,7
TE-1,5	25,1	26,9	E-2,5	21,3	22,3
	30,6	29,5		23,2	23,8

Analysis of Variance for IR 30 - Type III Sums of Squares

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
MAIN EFFECTS					
A:Sustrato	362,438	2	181,219	41,60	0,0000
B:Dosis	29,3117	3	9,77056	2,24	0,1000
INTERACTIONS					
AB	24,2971	6	4,04951	0,93	0,4858
RESIDUAL	156,84	36	4,35667		
TOTAL (CORRECTED)	572,887	47			

All F-ratios are based on the residual mean square error.

Figura AXI.21. Análisis de la varianza para índice de robustez del plantín a los 30 DDS

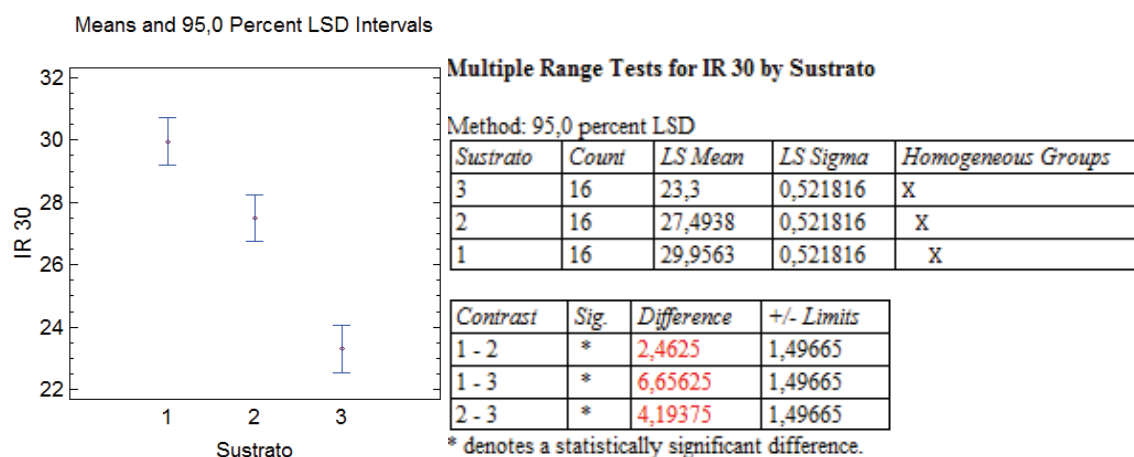


Figura AXI.22. Prueba LSD y gráfico de medias para índice de robustez del plantín a los 30 DDS para el factor sustrato

Tabla AXI. 7. Biomasa fresca (total y de la raíz) de los plantines por tratamiento, a los 10 y 30 DDS para cada repetición

SUSTRATO	DOSIS	10 DDS				30 DDS				
		PESO RAÍZ		PESO TOTAL		PESO RAÍZ		PESO TOTAL		
T	0,0	0,0800	0,0853	0,3640	0,3753	0,3666	0,3524	1,5039	1,4551	
		0,0997	0,0889	0,5189	0,4785	0,3606	0,3352	1,4631	1,3943	
		0,0877	0,0837	0,4370	0,4358	0,3627	0,3819	1,4944	1,5201	
	1,5	0,1102	0,0983	0,5108	0,4860	0,3297	0,3252	1,4483	1,3559	
		0,0919	0,0875	0,4610	0,4623	0,4083	0,3209	1,5837	1,3618	
		0,1038	0,0964	0,5182	0,4945	0,4060	0,3577	1,6165	1,4818	
	2,5	0,1079	0,0995	0,5099	0,4865	0,2772	0,3219	1,3184	1,2962	
		0,1030	0,0924	0,5072	0,4716	0,3146	0,3276	1,3939	1,2837	
		0,0748	0,0696	0,3543	0,3642	0,2657	0,3102	1,4217	1,6264	
	TE	0,0	0,0929	0,0875	0,4842	0,4580	0,2676	0,2804	1,3405	1,4884
			0,0754	0,0801	0,4129	0,4087	0,3171	0,3487	1,5263	1,6638
			0,0865	0,0797	0,4132	0,3991	0,2538	0,2718	1,3434	1,5137
1,5		0,0543	0,0789	0,3470	0,3767	0,2727	0,2957	1,3976	1,6421	
		0,0703	0,0723	0,3692	0,3562	0,2914	0,2778	1,4609	1,6148	
		0,0856	0,0764	0,4591	0,4149	0,2440	0,2871	1,3504	1,5552	
2,5		0,0793	0,0812	0,4364	0,4441	0,2666	0,2885	1,2932	1,5246	
		0,0613	0,0554	0,3033	0,2818	0,1993	0,1943	0,9982	1,0434	
		0,0685	0,0614	0,3665	0,3347	0,1893	0,1859	0,9085	0,9466	
E		0,0	0,0685	0,0620	0,3322	0,3194	0,2249	0,2583	0,9990	1,1864
			0,0794	0,0739	0,3778	0,3574	0,2273	0,2583	1,0681	1,1725
			0,0731	0,0700	0,4101	0,4090	0,2272	0,2462	1,1542	1,2630
	1,5	0,0677	0,0640	0,2996	0,2991	0,2174	0,2133	1,0984	1,1160	
		0,0666	0,0665	0,3437	0,3507	0,2425	0,2272	1,1201	1,0992	
		0,0554	0,0524	0,3112	0,3131	0,1778	0,1930	0,8489	0,9722	

Biomasa fresca a los 10 DDS

Analysis of Variance for PFR - Type III Sums of Squares

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
MAIN EFFECTS					
A:Sustrato	0,00696112	2	0,00348056	58,25	0,0000
B:Dosis	0,000208761	3	0,0000695869	1,16	0,3367
INTERACTIONS					
AB	0,000839794	6	0,000139966	2,34	0,0518
RESIDUAL	0,00215097	36	0,0000597491		
TOTAL (CORRECTED)	0,0101606	47			

All F-ratios are based on the residual mean square error.

Figura AXI.23. Análisis de la varianza para biomasa fresca de la raíz del plantín a los 10 DDS

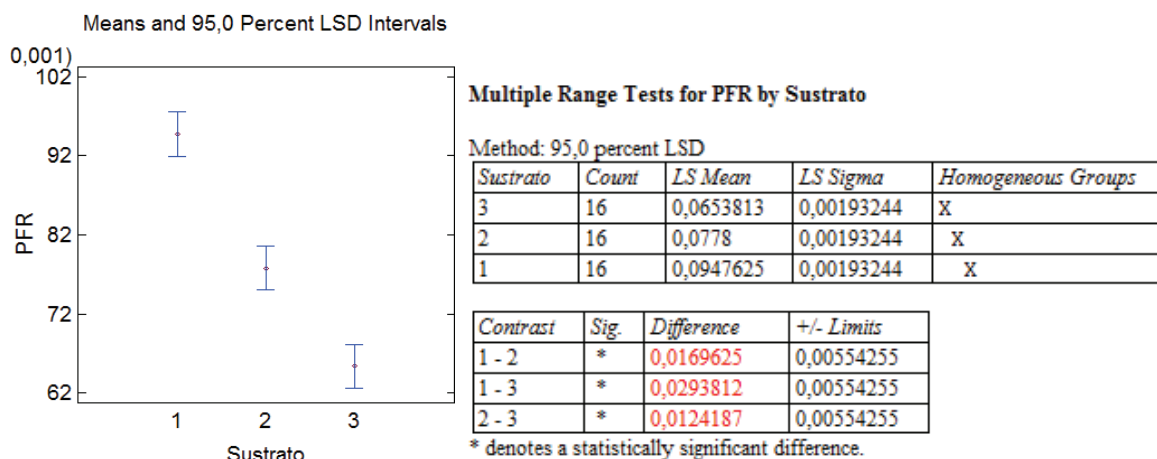


Figura AXI.24. Prueba LSD y gráfico de medias para biomasa fresca de la raíz del plantín a los 10 DDS para el factor sustrato

Analysis of Variance for PFT - Type III Sums of Squares

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
MAIN EFFECTS					
A:Sustrato	0,138901	2	0,0694507	42,33	0,0000
B:Dosis	0,00589173	3	0,00196391	1,20	0,3248
INTERACTIONS					
AB	0,0173257	6	0,00288762	1,76	0,1354
RESIDUAL	0,0590699	36	0,00164083		
TOTAL (CORRECTED)	0,221189	47			

All F-ratios are based on the residual mean square error.

Figura AXI.25. Análisis de la varianza para biomasa fresca total del plantín a los 10 DDS

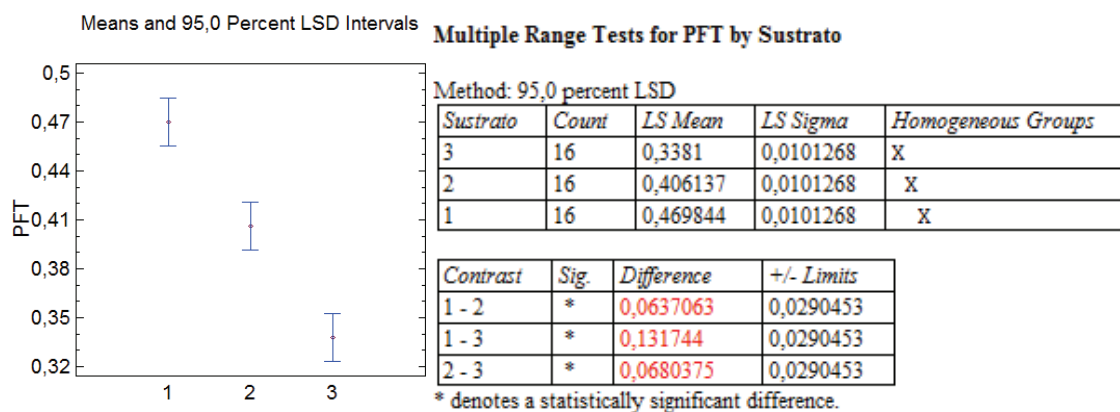


Figura AXI.26. Prueba LSD y gráfico de medias para biomasa fresca total del plantín a los 10 DDS para el factor sustrato

Biomasa fresca a los 30 DDS

Analysis of Variance for PFR - Type III Sums of Squares

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
MAIN EFFECTS					
A:Sustrato	0,133448	2	0,0667242	106,42	0,0000
B:Dosis	0,00881446	3	0,00293815	4,69	0,0073
INTERACTIONS					
AB	0,00646035	6	0,00107672	1,72	0,1452
RESIDUAL	0,0225722	36	0,000627005		
TOTAL (CORRECTED)	0,171295	47			

All F-ratios are based on the residual mean square error.

Figura AXI.27. Análisis de la varianza para biomasa fresca de la raíz del plantín a los 30 DDS

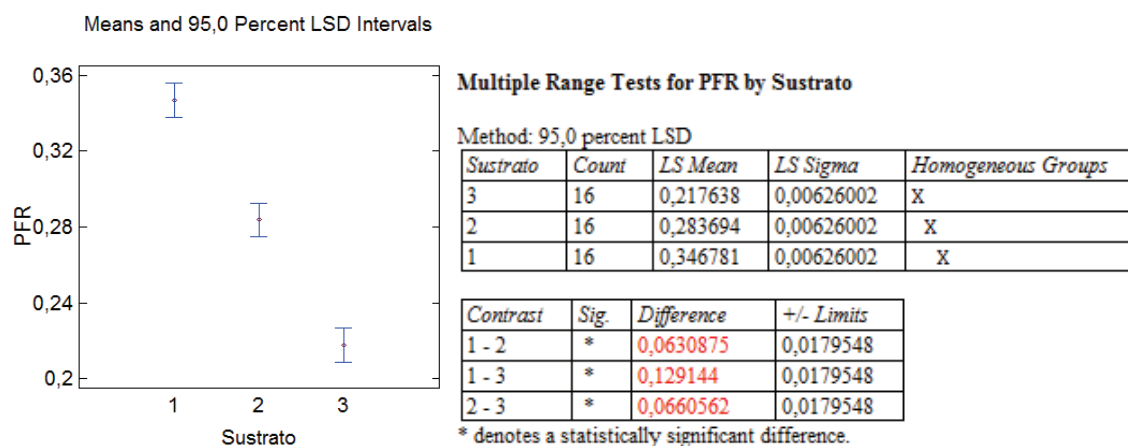


Figura AXI.28. Prueba LSD y gráfico de medias para biomasa fresca de la raíz del plantín a los 30 DDS para el factor sustrato

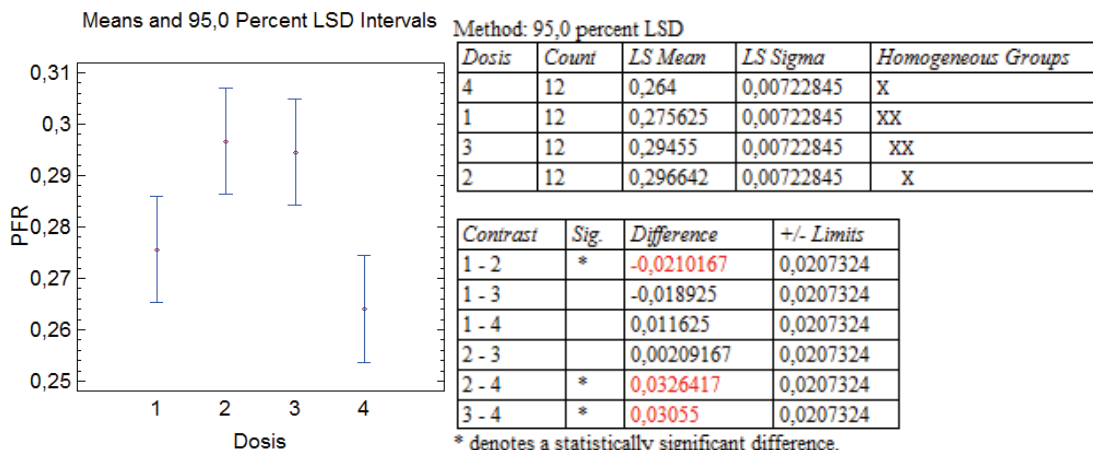


Figura AXI.29. Prueba LSD y gráfico de medias para biomasa fresca de la raíz del plantín a los 30 DDS para el factor dosis de Fosfirend

Analysis of Variance for PFT - Type III Sums of Squares

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
MAIN EFFECTS					
A:Sustrato	1,71155	2	0,855774	87,04	0,0000
B:Dosis	0,145945	3	0,0486482	4,95	0,0056
INTERACTIONS					
AB	0,03988	6	0,00664667	0,68	0,6698
RESIDUAL	0,353968	36	0,00983246		
TOTAL (CORRECTED)	2,25134	47			

All F-ratios are based on the residual mean square error.

Figura AXI.30. Análisis de la varianza para biomasa fresca total del plantín a los 30 DDS

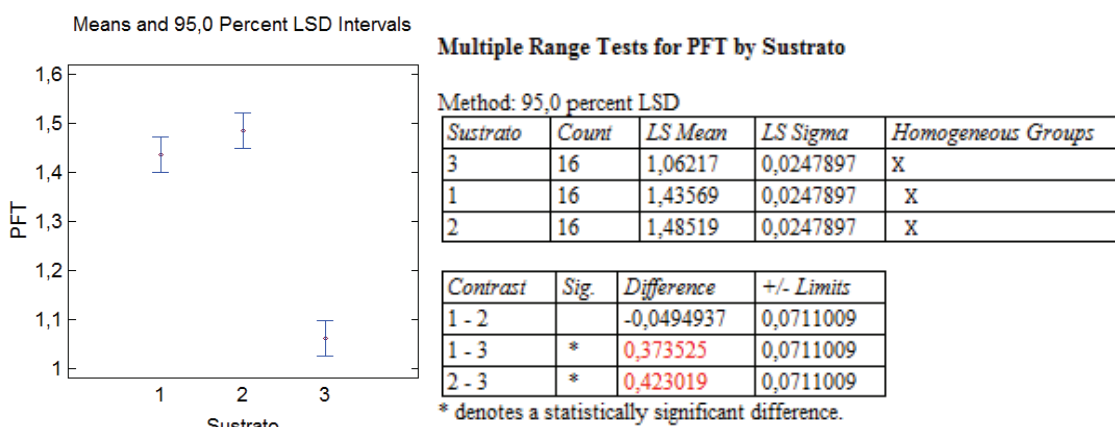


Figura AXI.31. Prueba LSD y gráfico de medias para biomasa fresca total del plantín a los 30 DDS para el factor sustrato

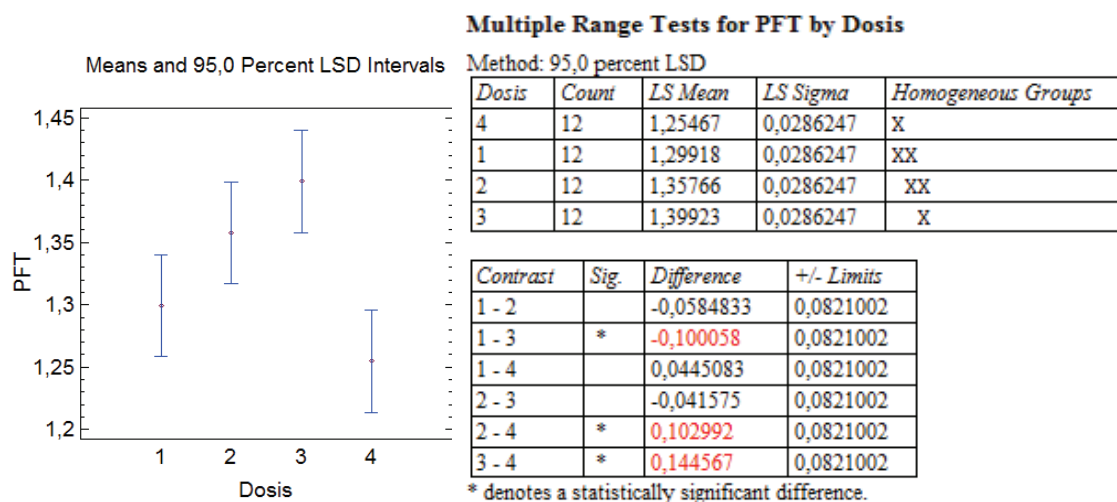


Figura AXI.32. Prueba LSD y gráfico de medias para biomasa fresca total del plantín a los 30 DDS para el factor dosis de Fosfirend

Tabla AXI. 8. Biomasa seca (total y de la raíz) de los plantines por tratamiento a los 10 y 30 DDS para cada repetición

SUSTRATO	DOSIS	10 DDS			30 DDS		
		PESO SECO RAÍZ	PESO SECO TOTAL	PESO SECO RAÍZ	PESO SECO TOTAL	PESO SECO RAÍZ	PESO SECO TOTAL
T	0,0	0,0046	0,0254	0,0260	0,0279	0,0278	0,1544
		0,0056	0,0361	0,0335	0,0289	0,0281	0,1527
		0,0049	0,0301	0,0304	0,0279	0,0308	0,1480
	1,5	0,0063	0,0357	0,0323	0,0249	0,0254	0,1437
		0,0053	0,0323	0,0323	0,0309	0,0270	0,1603
		0,0052	0,0355	0,0330	0,0315	0,0297	0,1661
	2,0	0,0068	0,0365	0,0315	0,0227	0,0272	0,1274
		0,0065	0,0365	0,0323	0,0245	0,0264	0,1455
		0,0039	0,0217	0,0219	0,0176	0,0190	0,1256
	2,5	0,0053	0,0307	0,0278	0,0198	0,0211	0,1164
		0,0038	0,0261	0,0268	0,0226	0,0252	0,1273
		0,0040	0,0252	0,0234	0,0183	0,0201	0,1305
TE	0,0	0,0036	0,0233	0,0230	0,0196	0,0220	0,1156
		0,0039	0,0232	0,0214	0,0218	0,0212	0,1239
		0,0044	0,0279	0,0250	0,0177	0,0220	0,1098
	1,5	0,0045	0,0269	0,0268	0,0194	0,0216	0,1091
		0,0038	0,0203	0,0180	0,0149	0,0156	0,0845
		0,0044	0,0239	0,0216	0,0142	0,0146	0,0784
	2,0	0,0041	0,0212	0,0202	0,0168	0,0201	0,0859
		0,0047	0,0243	0,0217	0,0171	0,0195	0,0878
		0,0051	0,0268	0,0251	0,0171	0,0200	0,0965
	2,5	0,0042	0,0201	0,0198	0,0162	0,0164	0,0910
		0,0045	0,0223	0,0215	0,0189	0,0181	0,0945
		0,0034	0,0198	0,0203	0,0136	0,0151	0,0722
E	0,0	0,0038	0,0203	0,0180	0,0149	0,0156	0,0845
		0,0044	0,0239	0,0216	0,0142	0,0146	0,0784
		0,0041	0,0212	0,0202	0,0168	0,0201	0,0859
	1,5	0,0047	0,0243	0,0217	0,0171	0,0195	0,0878
		0,0051	0,0268	0,0251	0,0171	0,0200	0,0965
		0,0042	0,0201	0,0198	0,0162	0,0164	0,0910
	2,0	0,0045	0,0223	0,0215	0,0189	0,0181	0,0945
		0,0034	0,0198	0,0203	0,0136	0,0151	0,0722
		0,0034	0,0198	0,0203	0,0136	0,0151	0,0722

Biomasa seca a los 10 DDS

Analysis of Variance for PSR - Type III Sums of Squares

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
MAIN EFFECTS					
A:Sustrato	0,0000169554	2	0,00000847771	32,14	0,0000
B:Dosis	7,425E-7	3	2,475E-7	0,94	0,4322
INTERACTIONS					
AB	0,00000364625	6	6,07708E-7	2,30	0,0552
RESIDUAL	0,000009495	36	2,6375E-7		
TOTAL (CORRECTED)	0,0000308392	47			

All F-ratios are based on the residual mean square error.

Figura AXI.33. Análisis de la varianza para biomasa seca de la raíz del plantín a los 10 DDS

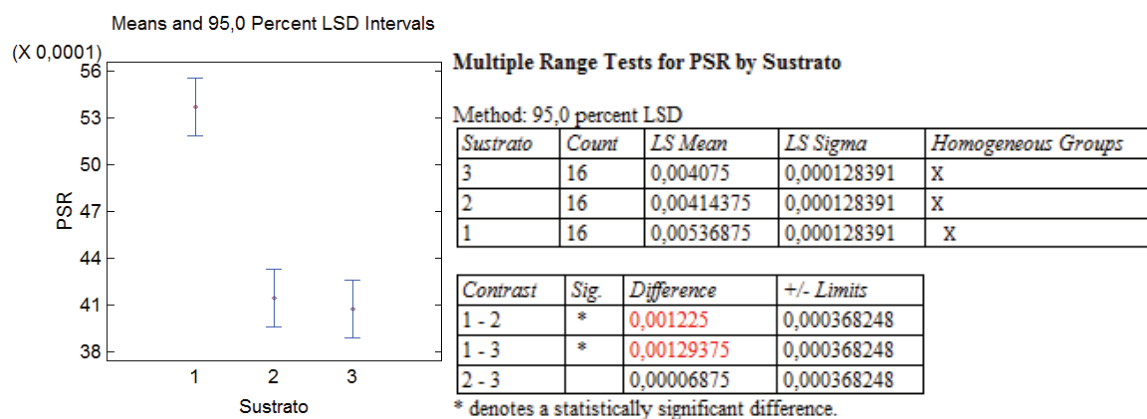


Figura AXI.34. Prueba LSD y gráfico de medias para biomasa seca de la raíz del plantín a los 10 DDS para el factor sustrato

Analysis of Variance for PST - Type III Sums of Squares

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
MAIN EFFECTS					
A:Sustrato	0,000967843	2	0,000483921	63,66	0,0000
B:Dosis	0,0000174408	3	0,00000581361	0,76	0,5213
INTERACTIONS					
AB	0,0000614804	6	0,0000102467	1,35	0,2620
RESIDUAL	0,000273675	36	0,00000760208		
TOTAL (CORRECTED)	0,00132044	47			

All F-ratios are based on the residual mean square error.

Figura AXI.35. Análisis de la varianza para biomasa seca total del plantín a los 10 DDS

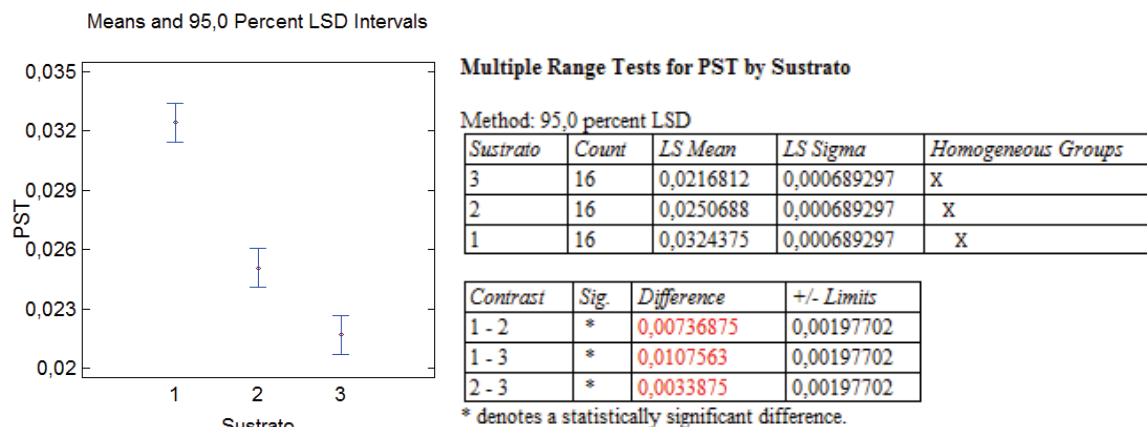


Figura AXI.36. Prueba LSD y gráfico de medias para biomasa seca total del plantín a los 10 DDS para el factor sustrato

Biomasa seca a los 30 DDS

Analysis of Variance for PSR - Type III Sums of Squares

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
MAIN EFFECTS					
A:Sustrato	0,000967562	2	0,000483781	130,58	0,0000
B:Dosis	0,0000440817	3	0,0000146939	3,97	0,0153
INTERACTIONS					
AB	0,0000388433	6	0,00000647389	1,75	0,1382
RESIDUAL	0,00013337	36	0,00000370472		
TOTAL (CORRECTED)	0,00118386	47			

All F-ratios are based on the residual mean square error.

Figura AXI.37. Análisis de la varianza para biomasa seca de la raíz del plantín a los 30 DDS

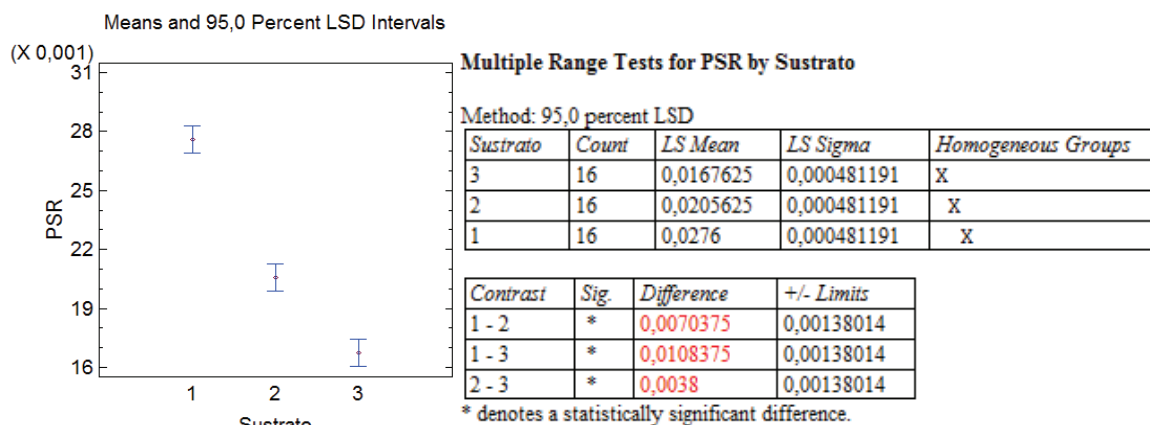


Figura AXI.38. Prueba LSD y gráfico de medias para biomasa seca de la raíz del plantín a los 30 DDS para el factor sustrato

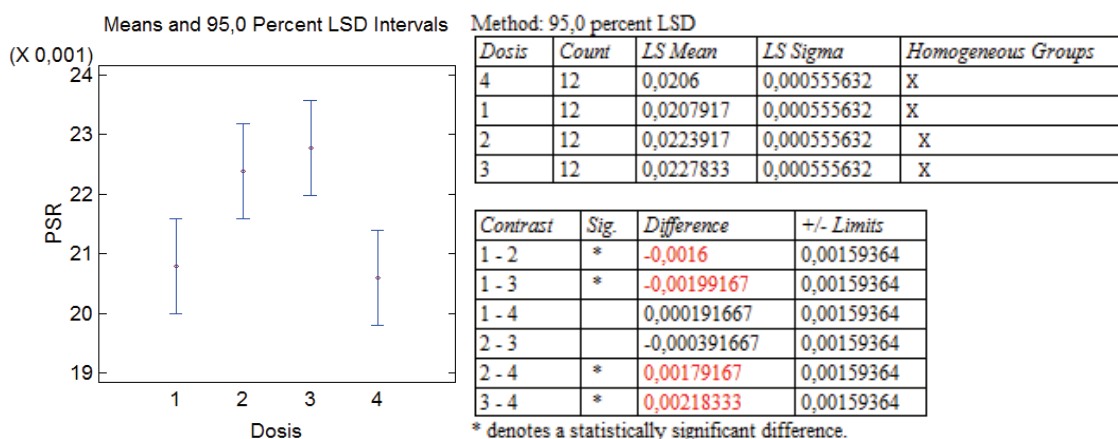


Figura AXI. 39. Prueba LSD y gráfico de medias para biomasa seca de la raíz del plantín a los 30 DDS para el factor dosis de Fosfirend

Analysis of Variance for PST - Type III Sums of Squares

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
MAIN EFFECTS					
A:Sustrato	0,029488	2	0,014744	89,07	0,0000
B:Dosis	0,00133311	3	0,00044437	2,68	0,0611
INTERACTIONS					
AB	0,000635385	6	0,000105898	0,64	0,6977
RESIDUAL	0,00595937	36	0,000165538		
TOTAL (CORRECTED)	0,0374159	47			

All F-ratios are based on the residual mean square error.

Figura AXI.40. Análisis de la varianza para biomasa seca total del plantín a los 30 DDS

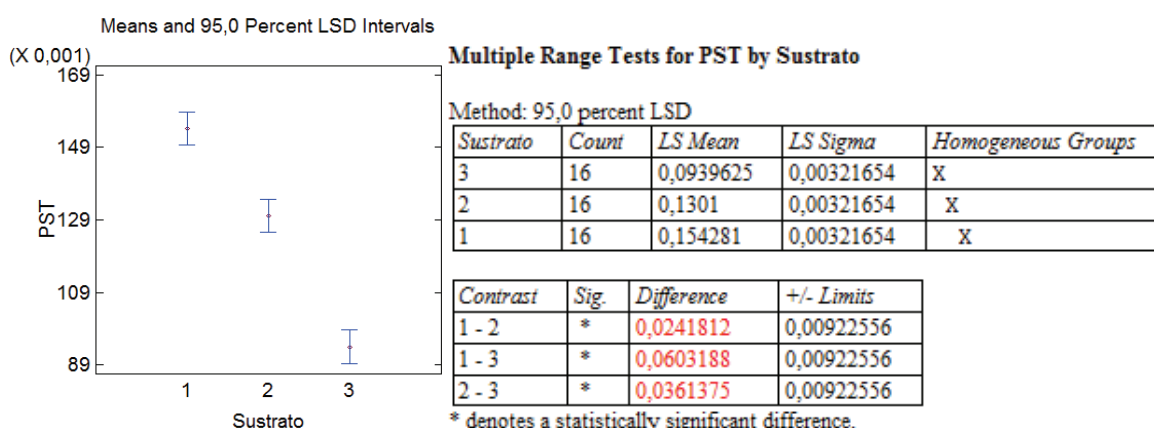


Figura AXI. 41. Prueba LSD y gráfico de medias para biomasa seca total del plantín a los 30 DDS para el factor sustrato

ANEXO XII

SÍNTOMAS CAUSADOS POR LA DEFICIENCIA DE NUTRIENTES

Tabla AXII.1. Síntomas causados por la deficiencia de nutrientes

Nutriente	Síntoma
P	Crecimiento retardado, sistema radicular deficiente, tallo delgado. Clorosis en hojas inferiores. Coloración púrpura en el envés de las hojas.
K	Afectación de la formación de hidratos de carbono. Manchas necróticas cerca de la punta y los márgenes, los bordes se vuelven amarillos y se extiende la coloración hacia el centro conservando la coloración verde en las nervaduras. Los márgenes se encorvan hacia el envés.
Mg	Inhibición de la síntesis de clorofila. Hojas inferiores amarillas con nervaduras verdes que se marchitan de forma prematura. Las hojas se curvan dando un aspecto arrugado.
Fe	Inhibición de la síntesis de clorofila, detención del crecimiento. Las hojas jóvenes se tornan amarillas conservando las nervaduras verdes. Las hojas se marchitan desde el extremo.
Mn	Inhibición de la síntesis de clorofila, las plántulas se vuelven raquíticas. Manchas necróticas en la superficie de la hoja. Clorosis en hojas jóvenes a excepción de las nervaduras con curvatura de los márgenes hacia el envés. La clorosis es menos severa que la provocada por falta de Fe. Las superficies amarillas luego se tornan necróticas.
B	Coloración verde pálido de las hojas, yemas terminales y peciolos. El tejido se vuelve frágil y se deforma. Las hojas tienen apariencia de rosea en el crecimiento terminal debido al acortamiento de entrenudos. Las hojas mueren desde la base. Las hojas se acompañan de clorosis y necrosis. La yema terminal muere pero se forman brotes en las axilas inferiores.
Cu	Hojas pequeñas, crecimiento retardado, plántulas raquíticas. Las hojas se enrollan, amarillan, se vuelven pardas y se marchitan. Las yemas terminales se inclinan.
Zn*	Alteración de procesos enzimáticos.

(INIAP, 2004, pp. 47-52; *Navarro y Navarro, 2013, p. 419)

ANEXO XIII

CANTIDAD DE MATERIA PRIMA E INSUMOS NECESARIOS

Los cálculos presentados a continuación se realizaron para una producción mensual de 1,1E+6 plántulas.

- Sobres de semillas

Las semillas del cv. Nemo Netta vienen en una presentación de 1 000 semillas por sobre por lo que se requerirán 1 100 sobres de semillas.

- Bandejas de siembra

$$\frac{1 \text{ bandeja}}{200 \text{ plántulas}} \times 1,1E+6 \text{ plántulas} = 5\,500 \text{ bandejas}$$

- Cantidad de turba

Una bandeja se llena con aproximadamente 3,5 L de turba por tanto:

$$\frac{3,5 \text{ L turba}}{1 \text{ bandeja}} \times 5\,500 \text{ bandejas} = 19\,250 \text{ L de turba}$$

Cada paca de turba viene en una presentación de 107 L, por lo que:

$$\frac{1 \text{ paca}}{107 \text{ L turba}} \times 19\,250 \text{ L turba} = 180 \text{ pacas de turba}$$

- Requerimientos de agua

Para el lavado y desinfección de las bandejas:

Se utilizó dos tanques de 500 L, uno para el lavado y otro para la desinfección. Ambos tanques permiten el lavado y desinfección de 750 bandejas.

$$\frac{1\ 000\ \text{L de agua}}{750\ \text{bandeja}} \times 5\ 500\ \text{bandejas} = 7\ 334\ \text{L de agua}$$

Para humidificar el sustrato

$$\frac{1,20\ \text{L de agua}}{5\ \text{L turba}} \times 19\ 250\ \text{L turba} = 4\ 620\ \text{L de agua}$$

Para el manejo del cultivo

A cada bandeja se le dio 8 riegos en los que se suministró en promedio 1 200 mL de agua por subirrigación, entonces

$$\frac{9,6\ \text{L de agua}}{1\ \text{bandeja}} \times 5\ 500\ \text{bandejas} = 52\ 800\ \text{L de agua}$$

Para la aplicación vía foliar del plaguicida Actara con bomba de mochila de 20 L

$$\frac{20\ \text{L de agua}}{1\ 500\ \text{bandejas}} \times 5\ 500\ \text{bandejas} = 74\ \text{L de agua}$$

Para el suministro de Fosfirend

$$\frac{0,7\ \text{L de agua}}{300\ \text{plántulas}} \times 1,1\text{E}+6\ \text{plántulas} = 2\ 567\ \text{L de agua}$$

Por tanto se requerirán 67 395 L de agua

- Agroquímicos

Coadyuvante (Indicate)

Se utilizará para el acondicionamiento del agua para el manejo del cultivo, así como para el agua de desinfección de bandejas.

$$\frac{0,5 \text{ mL indicat}}{\text{L de agua}} \times 63\,728 \text{ L de agua} = 31,86 \text{ L de indicat}$$

Desinfectante de bandejas

$$\frac{0,4 \text{ g solarium}}{\text{L de agua}} \times 3\,667 \text{ L de agua} = 1\,466,8 \text{ g solarium}$$

Fertilizantes

El fertilizante 13-40-13 se aplicó en 3 riegos

$$\frac{0,6 \text{ g fertilizante}}{\text{L de agua}} \times 19\,800 \text{ L de agua} = 11,88 \text{ kg fertilizante 13-40-13}$$

Mientras que, el fertilizante 18-18-18 se aplicó en 2 riegos

$$\frac{0,6 \text{ g fertilizante}}{\text{L de agua}} \times 13\,200 \text{ L de agua} = 7,92 \text{ kg fertilizante 18-18-18}$$

Plaguicida (Actara)

$$\frac{0,5 \text{ g actara}}{\text{L de agua}} \times 74 \text{ L de agua} = 37 \text{ g Actara}$$

Inductor de la resistencia (Fosfirend)

$$\frac{1,5 \text{ mL de Fosfirend}}{\text{L de agua}} \times 2\,567 \text{ L de agua} = 3,85 \text{ L de fosfirend}$$

- Cajas para el empaque

Las plántulas se entregarán en cajas de 600, 400 y 200 unidades. Considerando que se empaquen:

600 000 plántulas en cajas de 600, serán necesarias 1 000 cajas

200 000 plántulas en cajas de 400, se necesitarían 500 cajas

200 000 plántulas en cajas de 200, serían necesarias 1 000 cajas

Cada adobe tiene una dimensión de 2,3 x 2,3 cm por tanto las medidas de las cajas serían las siguientes:

Cajas de 600: 69 x 46 x 20 cm

Cajas de 400: 46 x 46 x 20 cm

Cajas de 200: 23 x 46 x 20 cm

ANEXO XIV

CAPACIDAD DE LOS EQUIPOS

- Mezcladora de Sustrato

Para el llenado de 275 bandejas diarias se requiere la siguiente cantidad de sustrato:

$$\frac{3,5 \text{ L turba}}{1 \text{ bandeja}} \times 275 \text{ bandejas} = 963 \text{ L de turba}$$

Para cumplir con el tiempo de mezcla asignado en el programa de trabajo la mezcladora deberá tener una capacidad de 100 L.

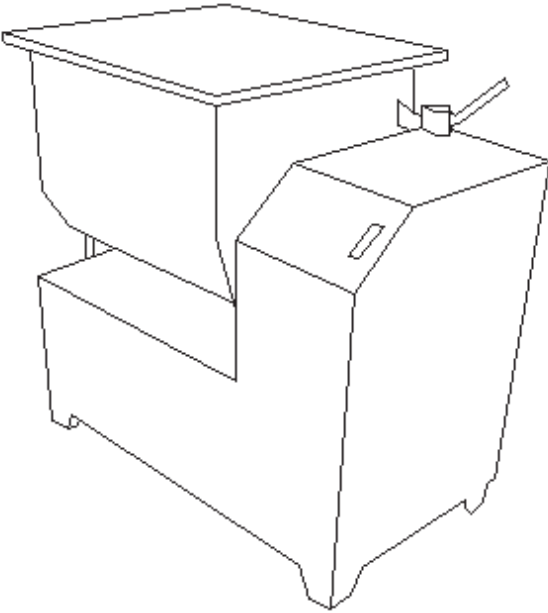
La mezcladora tendrá las características señaladas en la Hoja de especificación N°1 mostradas en este mismo Anexo.

- Cámara para conservación de semillas

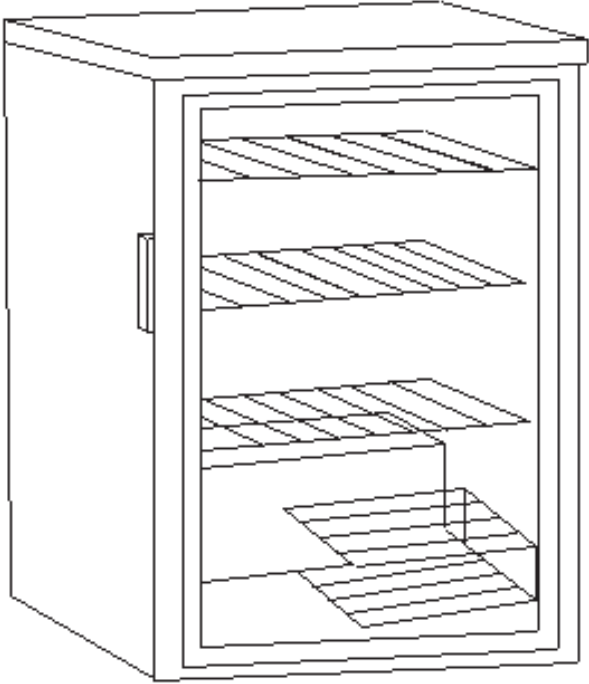
Las semillas se mantendrán a una temperatura de 15 °C en una cámara de refrigeración para 1 100 sobres con dimensiones de 0,15 x 0,10 x 0,005 m.

Se acomodarán 4 filas de 70 sobres en cada repisa. Considerando 4 repisas, la cámara para conservación de semillas tendrá las dimensiones indicadas en la Hoja de especificación N° 2.

HOJA DE ESPECIFICACIÓN N° 1

<u>MEZCLADORA HORIZONTAL</u>	
IDENTIFICACIÓN: FABRICANTE: OCHOA HERMANOS ITEM: NA	N° REQUERIDO: 1 FECHA: 22/02/2014
FUNCIÓN: Mezclar el sustrato con agua para humidificarlo	
OPERACIÓN: Batch.	
DATOS DEL DISEÑO: Dimensiones: <ul style="list-style-type: none">- Largo: 900 mm- Ancho: 550 mm- Alto: 900 mm Capacidad: 100 L	
MATERIAL: Acero inoxidable 304 y tol pintado	
PRINCIPIO DE OPERACIÓN: Los elementos de mezcla giran produciendo un movimiento secuencial que permite la homogenización de los componentes colocados.	
ESQUEMA: 	

HOJA DE ESPECIFICACIÓN N° 2

<u>MINI ENFRIADOR</u>	
IDENTIFICACIÓN: FABRICANTE: KENMORE ITEM: NA	N° REQUERIDO: 1 FECHA: 02/01/2014
FUNCIÓN: Conservar las semillas.	
OPERACIÓN: Batch.	
DATOS DEL DISEÑO: Dimensiones: <ul style="list-style-type: none">- Alto: 685,8 mm- Ancho: 447,8 mm- Profundidad: 508 mm- Peso: 23 kg Capacidad: 72 L	
MATERIAL: Bastidores de alambre con cubierta plástica, vidrio	
PRINCIPIO DE OPERACIÓN: Contiene un circuito cerrado por el que circula un fluido refrigerante que absorbe el calor del frigorífico y lo expulsa hacia el exterior.	
ESQUEMA:  El diagrama muestra un mini enfriador de tipo gabinete con una puerta que se abre hacia la izquierda. El interior está equipado con cuatro estantes de alambre. El estante inferior es una bandeja que se puede extraer hacia adelante. El gabinete tiene un acabado liso y una manija en la parte superior de la puerta.	

ANEXO XV

EJEMPLOS DE DIMENSIONAMIENTO DE LAS ÁREAS DE PRODUCCIÓN

- Bodega de insumos

En la bodega de insumos se almacenarán 90 pacas de turba sobre palets. El suministro de turba será cada 15 días.

Cada bolsa de turba colocada de forma horizontal tiene aproximadamente 0,6 x 0,4 m. Se apilarán 4 pacas en arreglos de 12 sacos distanciados entre sí por 0,4 m y una distancia de 0,6 m y 0,95 m entre las paredes, con lo que resulta una dimensión de 2,80 x 3,95 m.

- Cámara de germinación

La cámara de germinación debe tener una capacidad mínima de 552 bandejas. Para ello se dispondrá de 3 estanterías, 1 que pueda contener 18 bandejas por repisa y 2 estanterías en las que puedan colocar 14 bandejas por repisa.

Cada estantería tendrá 4 repisas con distancia de 0,40 m entre ellas y 0,10 m de distancia del suelo. Se pueden apilar 6 bandejas de 0,055 m de alto, por lo que inicialmente se utilizarán solo 2 repisas por estantería y las otras se considerarán para una futura expansión.

La distancia de separación entre estanterías será de 0,62 m y para permitir el paso de coches una distancia promedio de 1,1 m con las paredes. Por tanto, las dimensiones de la cámara de germinación será de 4,04 x 5 m.

- Invernadero

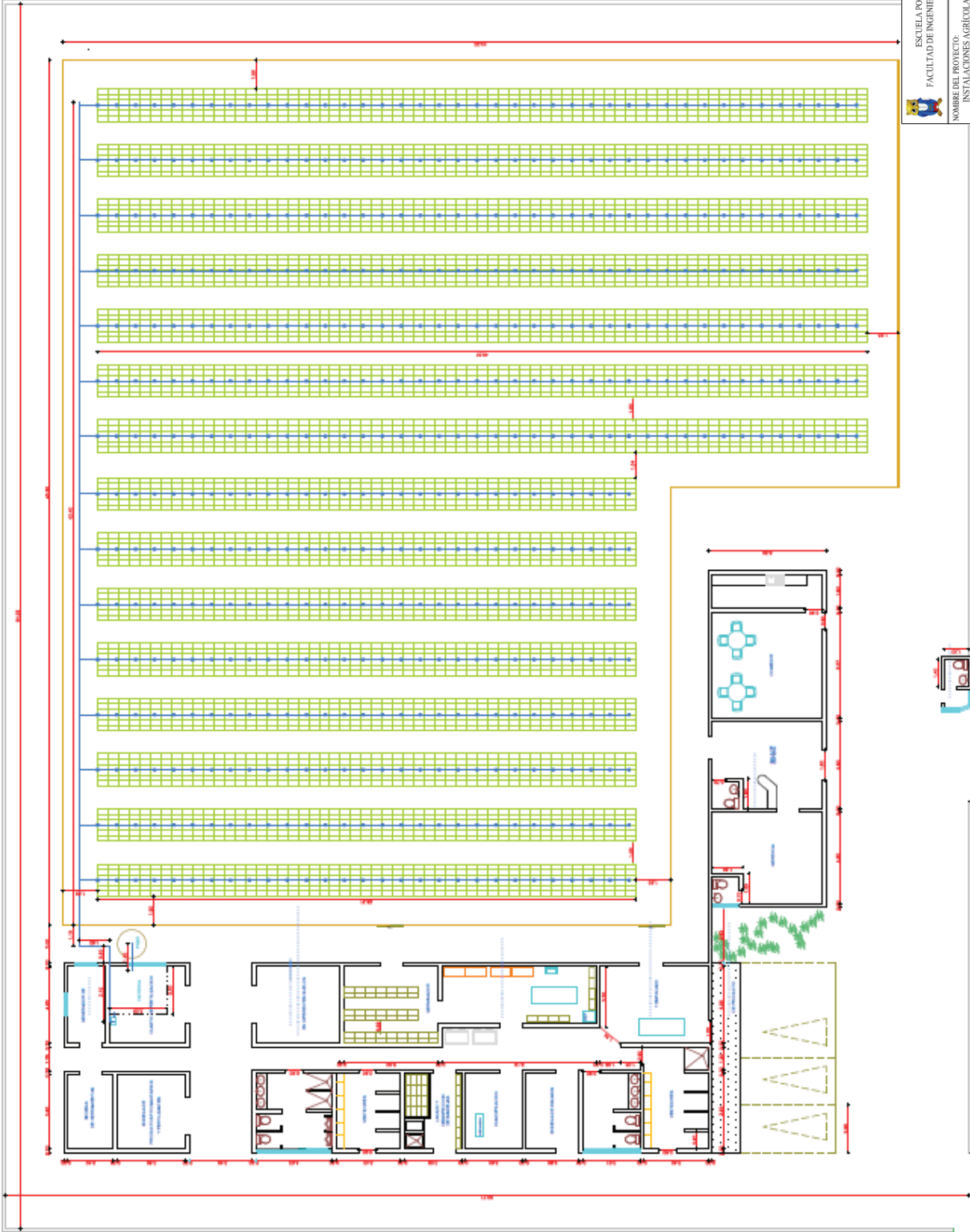
Para el dimensionamiento del invernadero se consideró lo siguiente:


Las bandejas irán sobre mesones metálicos con malla, de 0,8 m de altura. 2 448 bandejas estarán distribuidas en 8 mesones, 51 bandejas a lo largo y 6 a lo ancho para que no se dificulte la toma de las mismas, los mesones estarán separados entre sí por 1,2 m. El resto de bandejas estarán sobre 7 mesones, separados de los anteriores por 1,34 m. Los mesones serán para 73 bandejas distribuidas a lo largo y 6 a lo ancho, entre los 7 mesones habrá una separación de 1,2 m. La distancia lateral entre las camas y el invernadero será de 1,50 m, la distancia frontal será de 1,85 m y la distancia trasera de 1,85 m y 1,63 m respectivamente, por lo que se necesita un invernadero de 1730 m².

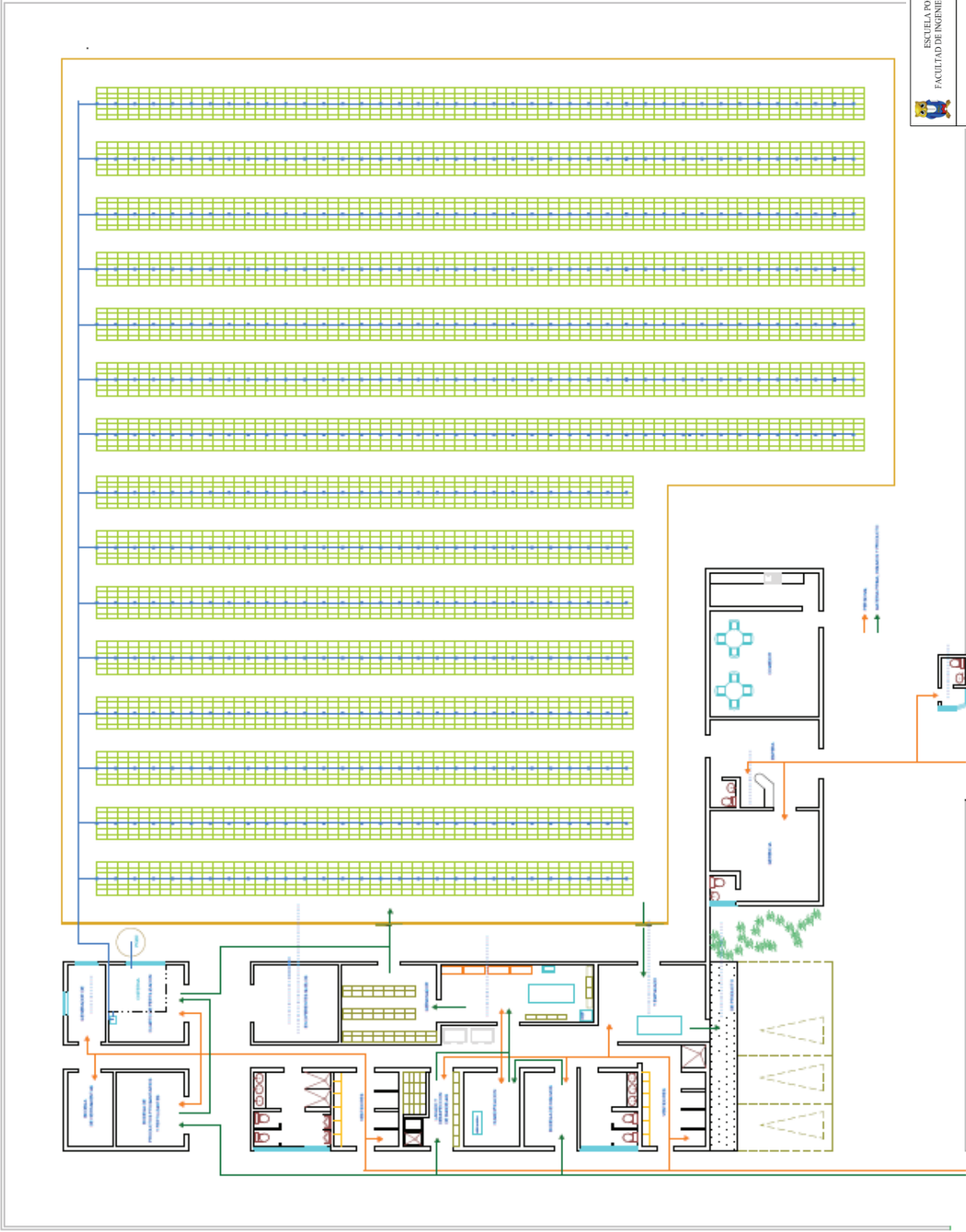
Para las horas de intenso calor se colocarán para cubrir las plántulas por lo que será necesario de 6 rollos de malla polisombra de 2,10 x 100 m.


ANEXO XVI

**PLANOS DE LAS INSTALACIONES AGRÍCOLAS NECESARIAS
PARA LA PRODUCCIÓN DE PLÁNTULAS DE TOMATE**



 ESCUELA POLITÉCNICA NACIONAL FACULTAD DE INGENIERÍA QUÍMICA Y AGRONOMÍA	
NOMBRE DEL PROYECTO: INSTALACIONES AGRÍCOLAS PARA LA PRODUCCIÓN DE PLANTULAS DE TOMATE (<i>Lycopersicon esculentum</i>)	
ELABORADO POR:	LAYOUT
Yadim Estrella Salgado Siles	PÁGINA: 1 DE 2
FECHA:	ESCALA: 1:100
20 de abril de 2014	



 ESCUELA POLITÉCNICA NACIONAL FACULTAD DE INGENIERÍA QUÍMICA Y AGROINDUSTRIA	
NOMBRE DEL PROYECTO: FLUJO DE PERSONAL, MATERIA PRIMA, INSUMOS Y PRODUCTO	
ELABORADO POR: Yuliana Estefanía Salguero Salas	
FECHA:	20 de abril de 2014
LAYOUT	
PÁGINA:	1 DE 2
ESCALA:	1:100

ANEXO XVII

COSTOS POR CONSUMO DE AGUA Y ENERGÍA ELÉCTRICA

El consumo de agua y su costo se presentan en la Tabla AXVII.1.

Tabla AXVII.1. Requerimiento de agua para el funcionamiento de la plantinera y su costo

Operación	Requerimiento mensual (m ³)	Requerimiento anual (m ³)	Valor Unitario (USD/m ³)	Valor Total (USD)
Producción	67,4	808,8	0,72	582,34
Limpieza de la planta	20	240	0,72	172,80
Total				755,14

El requerimiento energético y su costo se muestra en la Tabla AXVII.2. Para estimar el consumo de energía eléctrica se partió del tiempo de funcionamiento de la maquinaria y equipos principales, además fue necesario determinar la potencia de las bombas como se muestra a continuación.

Tabla AXVII.2. Requerimiento de energía eléctrica para maquinaria y equipos

Maquinaria/Equipos	Potencia (HP)	Tiempo de uso estimado anual (h)	kWh/año	Valor Unitario (USD/kWh)	Valor Total (USD)
Cámara conservadora de semillas	-	-	368*	0,052	18,72
Mezcladora	3	408	912	0,052	47,42
Calefactores	-	-	500*	0,052	26,00
Bomba 1 sistema de fertirrigación	1,5	180	202	0,052	10,50
Bomba 2 sistema de fertirrigación	7,5	48	269	0,052	14,00
Total					116,64

* Dato de fabricante
1 HP= 0,745 kW

Los cálculos para el sistema de la Figura XVII.1 se realizaron a partir de la Ecuación XVII.1 o ecuación generalizada de Bernoulli (De las Heras, 2011, p. 94)

$$\frac{P_1}{\gamma} + \frac{v_1^2}{2g} + z_1 + H_B = \frac{P_2}{\gamma} + \frac{v_2^2}{2g} + z_2 + h_f + h_l \quad [\text{XVII.1}]$$

Donde:

- P: presión (kg*/m²)
 γ: peso específico (kg*/m³)
 g: gravedad (m/s²)
 v: velocidad (m/s)
 z: altura (m)
 H_B: altura de bomba (m)
 h_f: pérdidas de carga friccionales (m)
 h_l: pérdidas localizadas (m)

Debido a que el pozo y la cisterna están abiertos y la tubería tiene el mismo diámetro en todo el trayecto, la Ecuación XVII.1 queda reducida como se indica en la Ecuación XVII.2.

$$H_B = z_2 + h_{f1-2} + h_{l1-2} \quad [\text{XVII.2}]$$

Para determinar las pérdidas de carga continuas se utilizó la Ecuación XVII.3 (de las Heras, 2011, p. 279; Pérez, Iglesias y Fuertes, 2005, p. 18).

$$h_{f1-2} = \frac{f L v^2}{D 2 g} \quad [\text{XVII.3}]$$

Donde:

- | | | | |
|------------------|------------------------------------|----|------------------------------|
| h _f : | pérdidas de carga friccionales (m) | v: | velocidad (m/s) |
| f: | factor de Darcy | D: | diámetro hidráulico (m) |
| L: | Longitud de la tubería (m) | g: | gravedad (m/s ²) |

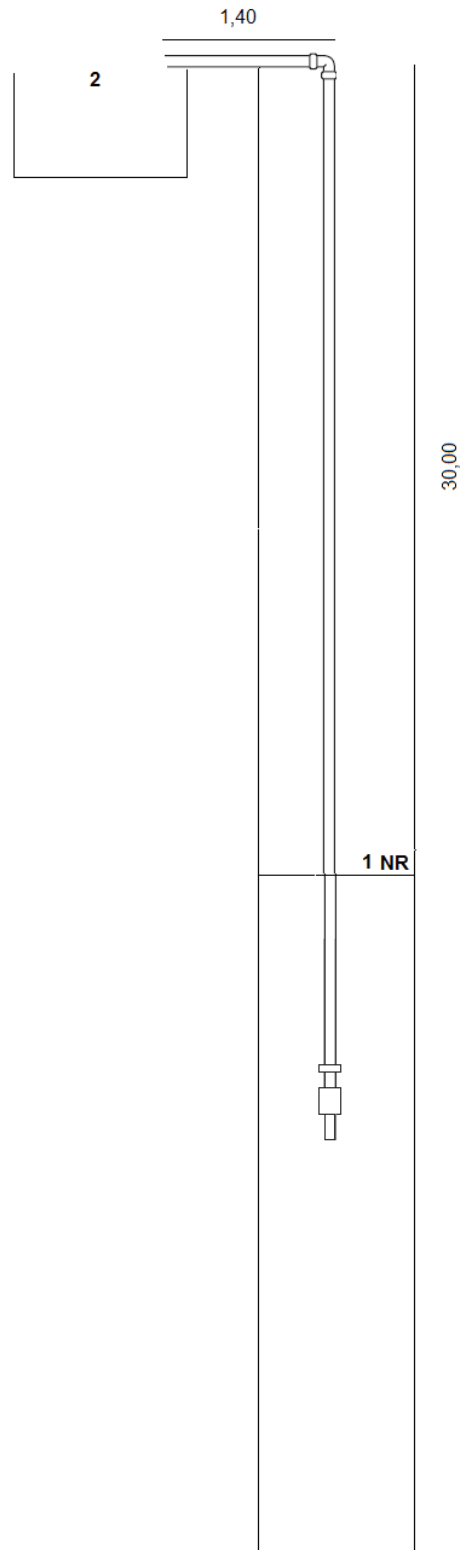


Figura AXVII.1. Sistema para la extracción de agua de pozo con bomba electrosumergible

Para obtener el valor de f es necesario determinar el número de Reynolds, el cual se obtiene con la Ecuación XVII.4 (Pérez, Iglesias y Fuertes, 2005, p. 24)

$$Re = \frac{v\rho D}{\mu} \quad [XVII.4]$$

Donde:

Re: número de Reynolds

v: velocidad (m/s)

ρ : densidad (kg/m³)

D: diámetro hidráulico (m)

μ : viscosidad dinámica (kg/ms)

Si se considera una cisterna de 7 500 L de capacidad que se desea llenar en un período de una hora, con una tubería de P.V.C de diámetro nominal de 63 mm (diámetro interno de 59,1 mm; Babušík, 2013) y de presión nominal de 6E+5 Pa, la velocidad de flujo sería de 0,76 m/s. Si el agua se encuentra a 18 °C, la densidad sería de 0,99859 kg/L, entonces:

$$Re = \frac{0,76 \frac{\text{m}}{\text{s}} \times 998,59 \frac{\text{kg}}{\text{m}^3} \times 0,0591 \text{ m}}{1 \times 10^{-3} \frac{\text{kg}}{\text{m s}}} = 4,49\text{E}+4$$

En el diagrama de Moody de la Figura AXVII.2 se tiene que, para un régimen turbulento en un tubo liso $f = 0,0215$, entonces:

$$h_{f\ 1-2} = \frac{0,0215 \times 31,4 \text{ m} \times 0,76^2 \frac{\text{m}^2}{\text{s}^2}}{0,0591 \text{ m} \times 2 \times 9,8 \frac{\text{m}}{\text{s}^2}} = 0,34 \text{ m}$$

Las pérdidas localizadas se determinaron con la Ecuación XVII.5 (Pérez, Iglesias y Fuertes, 2005, p. 28).

$$h_l = k \frac{v^2}{2g} \quad [XVII.5]$$

Donde:

h_l : pérdidas localizadas (m)

k : constante del accesorio

v : velocidad (m/s)

g : gravedad (m/s^2)

Las pérdidas localizadas están dadas para 1 codo de 90° , para el cual $k = 1,8$ (Pérez, Iglesias y Fuertes, 2005, p. 29), entonces:

$$h_{l\ 1-2} = 1,8 \frac{0,76^2 \frac{m^2}{s^2}}{2 \times 9,8 \frac{m}{s^2}} = 0,053 \text{ m}$$

Por tanto, $H_B = 30,39 \text{ m}$

Para calcular la potencia hidráulica de la bomba requerida se utiliza la Ecuación XVII.6 (Pérez, Iglesias y Fuertes, 2005, p. 32).

$$P_H = Q \rho g H_B \quad [XVII.6]$$

Donde:

P_H : potencia hidráulica (W)

H_B : altura de bomba (m)

Q : caudal (m^3/s)

ρ : densidad (kg/m^3)

g : gravedad (m/s^2)

$$P_H = 0,0021 \frac{m^3}{s} \times 998,59 \frac{kg}{m^3} \times 9,8 \frac{m}{s^2} \times 30,39 \text{ m} = 624,54 \text{ W} = 0,84 \text{ HP}$$

La potencia del motor de la bomba se determina con la Ecuación XVII.7 (Pérez, Iglesias y Fuertes, 2005, p. 32).

$$P_M = \frac{P_H}{\eta} \quad \text{[XVII.7]}$$

Donde:

η : eficiencia de la bomba (%)

P_H : potencia hidráulica (HP)

P_M : potencia del motor (HP)

Considerando una eficiencia del 63 %, se tiene que $P_M = 1,33$ HP, por tanto se requiere una bomba de 1,5 HP, como lo muestran las Figuras XVII. 3 y XVII.4.

Una vez que el agua se encuentra en la cisterna, debe bombearse hasta los nebulizadores dentro del invernadero. Para ello, se seleccionó los emisores celestes de la Figura XVII.5. El nuevo sistema a analizar se encuentra en la Figura XVII.6.

La presión de trabajo recomendada para los nebulizadores es de $3,569 \text{ kg}^*/\text{cm}^2$ y según Villafáfila (2009) la pérdida de carga entre el primer y último aspersor no debe superar el 20 % de la presión de trabajo del aspersor (p. 44), entonces:

$$\frac{3,569 \text{ kg}^*}{\text{cm}^2} \times \frac{100^2 \text{ cm}^2}{\text{m}^2} = 35,74 \text{ m}$$

$$998,59 \frac{\text{kg}^*}{\text{m}^3}$$

$$35,74 \times 0,20 = 7,15 \text{ m}$$

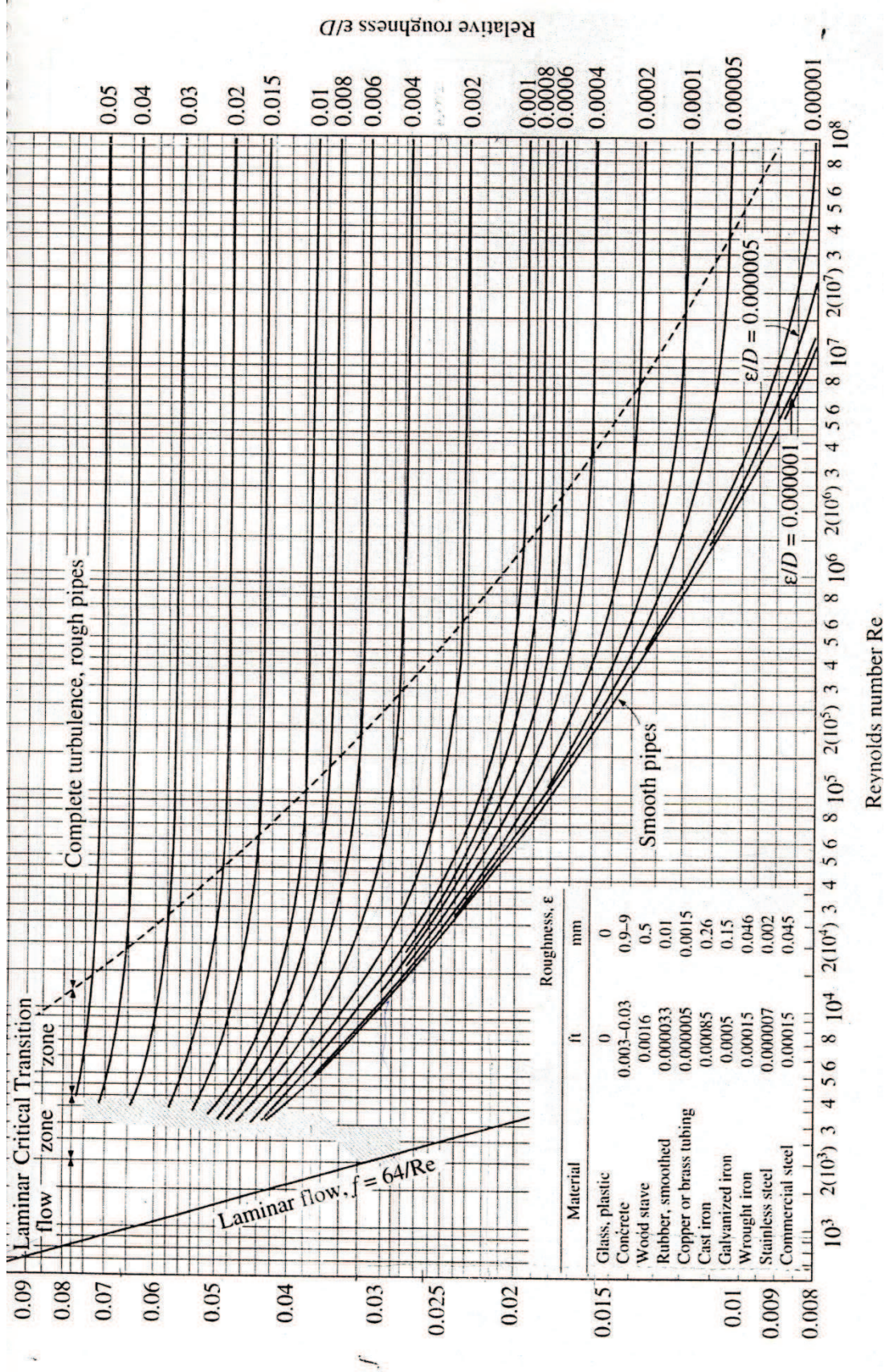
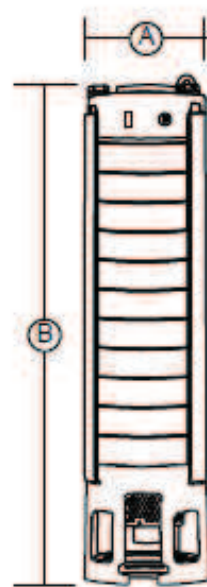


Figura AXVII.2. Diagrama de Moody

BOMBAS DE 4" : Serie KOR3			3 lps / 180 lpm / 47 gpm		Rango de flujo: 60 a 210 lpm		1 a 3.5 lps		
CÓDIGO	HP NOMINAL	ACOPLAMIENTO NEMA DE LA BOMBA (PULGADAS)	DESCARGA (PULGADAS)	ADEME MÍNIMO (PULGADAS)	RANGO DE CARGA (m) (min.- max)	MÁXIMA EFICIENCIA		PESO APROX. (kg)	
						CARGA (m)	GASTO LPM/ GPM		
KOR3 R10-4	1	4"	2"	4"	13 - 31	24	150 / 39.6	3.8	
KOR3 R15-5	1.5				18 - 36	31		4.3	
KOR3 R20-7	2				28 - 53	44		5.3	
KOR3 R30-9	3				37 - 69	58		6.3	
KOR3 R50-12	5				47 - 92	77		7.8	
KOR3 R50-15	5				60 - 114	93		9.3	
KOR3 R75-21	7.5				86 - 160	132		12.3	
KOR3 R75-21(6")	7.5				6"	86 - 160		132	14
KOR3 R75-25	7.5				4"	100 - 190		157	14.3
KOR3 R75-25(6")	7.5				6"	100 - 190		157	16
KOR3 R100-30	10	4"	124 - 232	189	16.8				
KOR3 R100-30(6")	10	6"	6"	124 - 232	189	18.5			
KOR3 R150-37	15			190 - 285	246	22.2			
KOR3 R150-44	15			222 - 399	288	24.6			
KOR3 R200-50F	20			255 - 385	330	29.2			
KOR3 R200-58F	20			305 - 445	383	50.3			
KOR3 R200-66F	20			332 - 496	422	67.3			

DIMENSIONES



CÓDIGO	Dimensiones en mm	
	A	B
KOR3 R10-4	88	370
KOR3 R15-5	88	412
KOR3 R20-7	88	496
KOR3 R30-9	88	580
KOR3 R50-12	88	706
KOR3 R50-15	88	832
KOR3 R75-21	88	1084
KOR3 R75-21(6")	88	1084
KOR3 R75-25	88	1232
KOR3 R75-25(6")	88	1232
KOR3 R100-30	88	1439
KOR3 R100-30(6")	88	1439
KOR3 R150-37	88	1810
KOR3 R150-44	88	2104
KOR3 R200-50F	88	2664
KOR3 R200-58F	88	3000
KOR3 R200-66F	88	3340

Figura AXVII. 3. Bomba electrosumergible seleccionada para el pozo

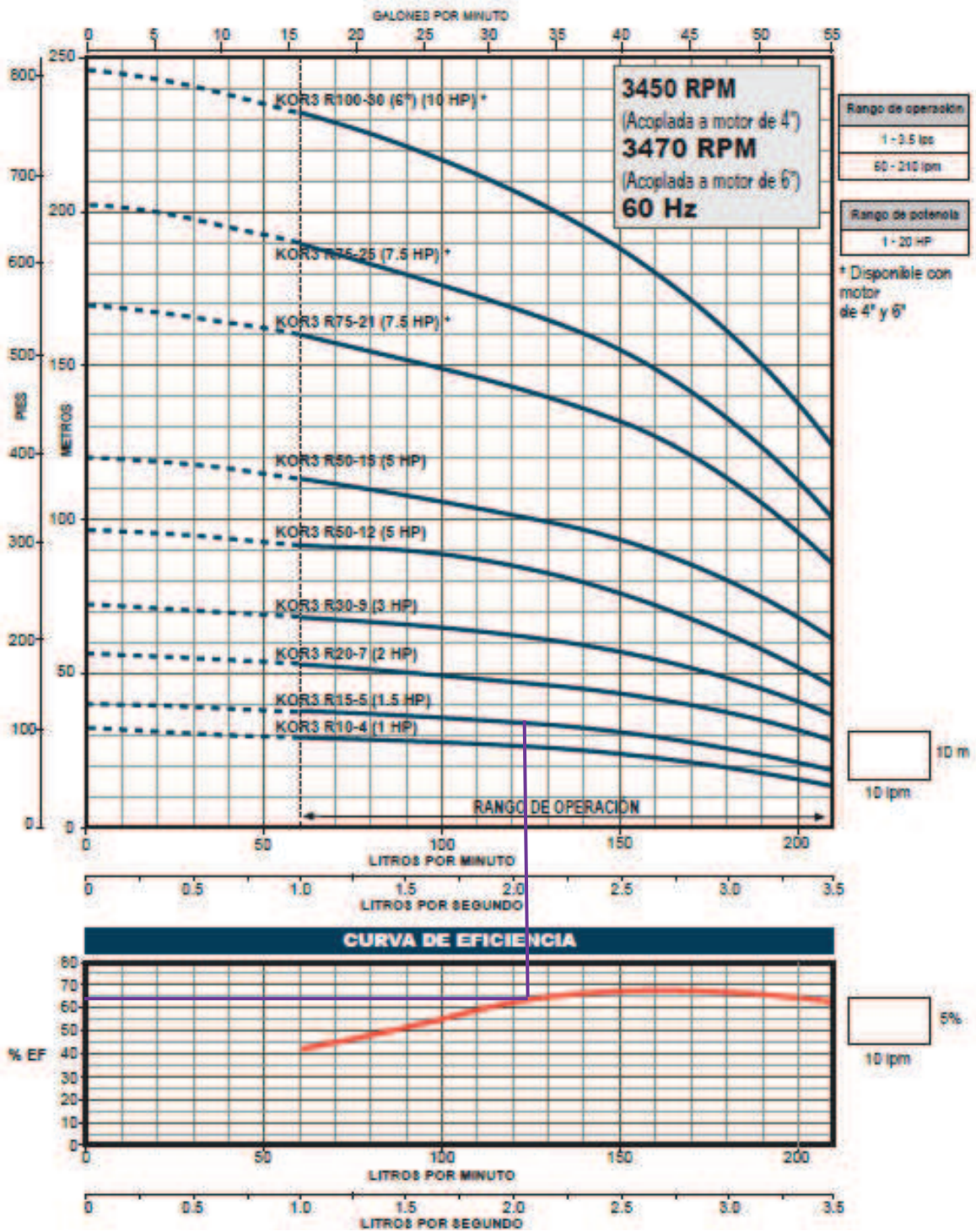


Figura AXVII. 4. Rango de operación de la bomba electrosumergible y su curva de eficiencia

Instalación Invertida) Nebulizador Mister™

El nuevo nebulizador Mister patentado por Senninger está específicamente diseñado para propagación u otras aplicaciones de nebulización de bajo volumen. Una innovadora válvula de retención interna en los modelos de instalación invertida evita el goteo inmediatamente después de finalizada la sesión de riego. Además, permite un arranque invariable del sistema y proporciona una distribución instantánea y altamente uniforme, ideal para ciclos cortos de aplicación.

CARACTERÍSTICAS:

- Uniformidad excepcional
- Diseño sin puente, para lograr un patrón ininterrumpido de 360°
- Boquilla y válvula de retención fáciles de limpiar, con desenroscado y desarmado rápido sin herramientas
- Múltiples opciones de conexión para actualizar y modernizar sistemas existentes
- Boquillas codificadas por color
- Construcción termoplástica de máxima calidad resistente a UV
- Válvula de retención incorporada (modelos invertidos)
- Mínima presión operativa de 30 psi ó 2.07 bar

Conjunto de bajante (También disponible)

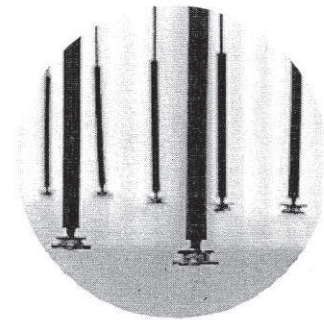
Tramos completos de 3, 4 y 6 pies (0.92, 1.22 ó 1.83 m)

Los componentes incluyen: conector de 1/4" espiga x espiga; tubería 1/4"; peso deslizable; Nebulizador Mister

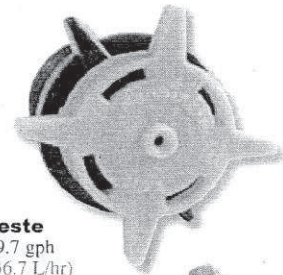
Espaciamento Recomendado en Instalación Invertida -
a 24 pulgadas (61 cm) por arriba del cultivo

Presión	30 - 50 psi	2 - 3.5 bar
Celeste - MRI 08	7.5 - 9.7 gph	28.4 - 36.7 L/hr
Espaciamento entre Cabezales	2 - 4 pies	0.61 - 1.22 m
Espaciamento entre Laterales	2.5 - 3.5 pies	0.76 - 1.07 m
Espaciamento entre Hileras Simples	N/A	N/A
Azul - MRI 12	12.5 - 16.2 gph	47.3 - 61.3 L/hr
Espaciamento entre Cabezales	2 - 3.5 pies	0.61 - 1.07 m
Espaciamento entre Laterales	2 - 3.5 pies	0.61 - 1.07 m
Espaciamento entre Hileras Simples	N/A	N/A
Púrpura - MRI 16	15.9 - 20.5 gph	60.2 - 77.6 L/hr
Espaciamento entre Cabezales	2 - 3 pies	0.61 - 0.92 m
Espaciamento entre Laterales	2 - 2.5 pies	0.61 - 0.76 m
Espaciamento entre Hileras Simples	2 - 2.5 pies	0.61 - 0.76 m
Negro - MRI 20	17.8 - 23.4 gph	67.4 - 88.6 L/hr
Espaciamento entre Cabezales	2 - 2.5 pies	0.61 - 0.76 m
Espaciamento entre Laterales	2 - 3 pies	0.61 - 0.92 m
Espaciamento entre Hileras Simples	2 - 2.5 pies	0.61 - 0.76 m

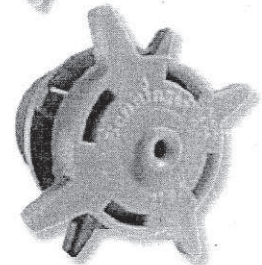
Otras opciones de espaciamento podrán producir mayor uniformidad y menor factor horario. Opción de válvula de retención con recomendaciones de espaciamentos diferentes. Consultar a fábrica por detalles.



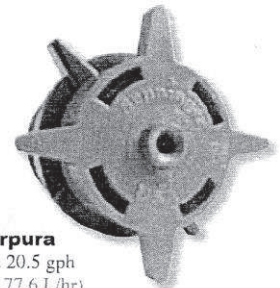
Celeste
7.5 a 9.7 gph
(28.4 a 36.7 L/hr)



Azul
12.5 a 16.2 gph
(47.3 a 61.3 L/hr)



Púrpura
15.9 a 20.5 gph
(60.2 a 77.6 L/hr)



Negro
17.8 a 23.4 gph
(67.4 a 88.6 L/hr)

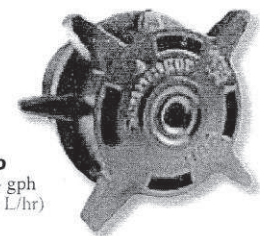


Figura AXVII. 5. Nebulizadores seleccionados

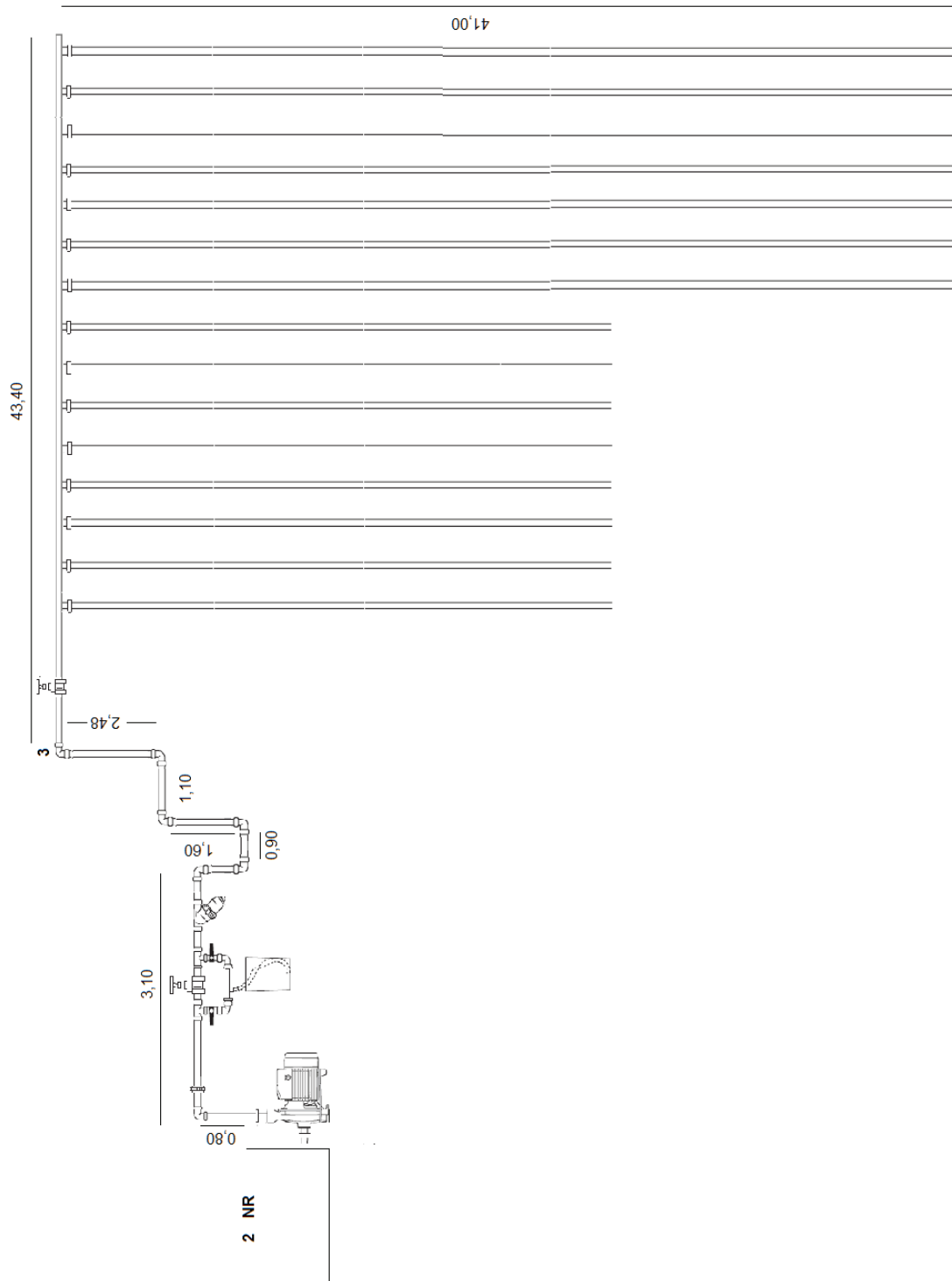


Figura AXVII. 6. Sistema de nebulización

Si se aplica el mismo principio para la tubería secundaria

$$42,89 \times 0,20 = 8,58 \text{ m}$$

Entonces:

$$\frac{P_3}{\gamma} = 51,47 \text{ m}$$

La Ecuación XVII.1 para el nuevo sistema queda simplificada de la siguiente manera:

$$H_B = \frac{P_3}{\gamma} + z_3 + h_{f2-3} + h_{l2-3}$$

Según la ficha técnica, el caudal de un emisor es de $1,0194\text{E-}5 \text{ m}^3/\text{s}$ por lo que, el ramal más largo tendría un caudal de $4,1795\text{E-}4$, considerando una tubería de polietileno con diámetro nominal de 25 mm, presión nominal de $6\text{E}+5$ y por tanto, diámetro interno de 20,6 mm, se tendría una velocidad de 1,25 m/s.

En la tubería principal el caudal sería de $0,0053 \text{ m}^3/\text{s}$, con una tubería de PVC de diámetro nominal de 63 mm, presión nominal de $6\text{E}+5$ y por tanto, diámetro interno de 59,1 mm, se tendría una velocidad de 1,93 m/s. El número de Reynolds sería de:

$$Re = \frac{1,93 \frac{\text{m}}{\text{s}} \times 998,59 \frac{\text{kg}}{\text{m}^3} \times 0,0591 \text{ m}}{1 \times 10^{-3} \frac{\text{kg}}{\text{m s}}} = 1,14\text{E}+5$$

$$f = 0,018$$

$$h_{f2-3} = \frac{0,018 \times 9,18 \text{ m} \times 1,93 \frac{\text{m}^2}{\text{s}^2}}{0,0591 \text{ m} \times 2 \times 9,8 \frac{\text{m}}{\text{s}^2}} = 0,28 \text{ m}$$

Las pérdidas que producen 7 codos de 90 ° son de:

$$h_{l_{2-3}} = 7 \times 1,8 \frac{1,93^2 \frac{\text{m}^2}{\text{s}^2}}{2 \times 9,8 \frac{\text{m}}{\text{s}^2}} = 2,40 \text{ m}$$

mientras que, se considerará que un filtro de malla y un venturi producen una pérdida de 6 m (El riego, 2012)

$$H_B = 51,47 + 3,28 + 0,28 + 8,40 = 63,43 \text{ m}$$

$$P_H = 0,0053 \frac{\text{m}^3}{\text{s}} \times 998,59 \frac{\text{kg}}{\text{m}^3} \times 9,8 \frac{\text{m}}{\text{s}^2} \times 63,43 \text{ m} = 3289,9 \text{ W} = 4,4 \text{ HP}$$

$$P_H = \frac{4,4 \text{ HP}}{0,60} = 7,33 \text{ HP} \sim 7,5 \text{ HP}$$

ANEXO XVIII

DESGLOSE DE LOS COMPONENTES CORRESPONDIENTES A LOS GASTOS DE ADMINISTRACIÓN

Los gastos de administración están conformados por la depreciación de los activos descritos en Tabla AXVIII.1, gastos de oficina e imprevistos. La depreciación de los activos se muestra en la Tabla AXVIII.2.

Tabla AXVIII.1. Otros activos

Otros activos	Número	Valor Unitario (USD)	Valor Total (USD)
Escritorios	2	60	120
Sillas	10	10	100
Archivadores	2	60	120
Teléfonos	2	50	100
Constitución de la sociedad			800
Imprevistos *			2 652
Total			3 892

*1% del costo del terreno. La compra de terreno se estimó para 3 400 m², a un costo de 78 USD/m².

Tabla AXVIII.2. Depreciación de otros activos

Concepto	Valor (USD)	Vida útil (años)	Costo anual (USD/año)
Otros activos	3 892	10	389
Total			389