



**UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA**

**ÁREA AGROPECUARIA Y DE RECURSOS  
NATURALES RENOVABLES**

**CARRERA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA**

**COMPORTAMIENTO FISIOLÓGICO Y  
CRECIMIENTO DE PLÁNTULAS DE CAFÉ  
(*Coffea arabica* L.), BAJO CUATRO NIVELES DE  
HUMEDAD DEL SUSTRATO EN LA QUINTA  
EXPERIMENTAL DOCENTE LA ARGELIA.**

**TESIS DE GRADO PREVIO A LA  
OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE  
INGENIERA AGRÓNOMO.**

**AUTORA:**

*Jenny Patricia Namícela Romero*

**DIRECTOR:**

*Ing. Max Encalada Córdova, Mg. Sc.*

**LOJA-ECUADOR**



UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA

ÁREA AGROPECUARIA Y DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES

## CERTIFICACIÓN

Ing. Max Enrique Encalada Córdova, Mg. Sc.

**DIRECTOR DE TESIS.**

### CERTIFICO:

Que el presente trabajo de investigación titulado “**COMPORTAMIENTO FISIOLÓGICO Y CRECIMIENTO DE PLÁNTULAS DE CAFÉ (*Coffea arabica* L.), BAJO CUATRO NIVELES DE HUMEDAD DEL SUSTRATO EN LA QUINTA EXPERIMENTAL DOCENTE LA ARGELIA**” de autoría de la señorita egresada de la Carrera de Ingeniería Agronómica: **Jenny Patricia Namicela Romero**, ha sido desarrollado de acuerdo con la planificación, metodologías y requisitos exigidos por el Área Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables de la Universidad Nacional de Loja, por lo que autorizo su publicación y presentación a las instancias correspondientes.

Loja, 25 de mayo de 2016

  
.....  
Ing. Agr. Max Enrique Encalada Córdova, Mg. Sc.  
**DIRECTOR DE TESIS**



UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA  
ÁREA AGROPECUARIA Y DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES  
CARRERA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA

**CERTIFICACIÓN DEL TRIBUNAL**

Una vez cumplida la reunión del Tribunal de calificación del trabajo final de tesis “**COMPORTAMIENTO FISIOLÓGICO Y CRECIMIENTO DE PLÁNTULAS DE CAFÉ (*Coffea arabica* L.), BAJO CUATRO NIVELES DE HUMEDAD DEL SUSTRATO EN LA QUINTA EXPERIMENTAL DOCENTE LA ARGELIA.**”, de la autoría de la señorita **Jenny Patricia Namicela Romero**, egresada de la carrera de Ingeniería Agronómica, se propuso algunas correcciones, las mismas que han sido incluidas en el documento final.

En tal virtud, nos permitimos certificar que el trabajo final consolidado de investigación está acorde a los requerimientos de la Carrera de Ingeniería Agronómica del área Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables, por lo tanto se autoriza continuar con los trámites correspondientes.

Loja 22 de julio de 2016

.....  
Ing. Bolívar Peña Merino, Mg.Sc.  
**PRESIDENTE**

.....  
Ing. Javier Guayllas, Mg. Sc.  
**VOCAL**

.....  
Ing. Luis Sivilsaca, Mg. Sc.  
**VOCAL**

## AUTORÍA

Yo, Jenny Patricia Namicela Romero, declaro ser autora del presente trabajo de tesis y eximo expresamente a la Universidad Nacional de Loja y a sus representantes jurídicos, de posibles reclamos legales, por el contenido de la misma.

Adicionalmente acepto y autorizo a la Universidad Nacional de Loja, la publicación de mi tesis en el Repositorio Digital Institucional- Biblioteca Virtual.

**Firma:**



**Autora:**

Jenny Patricia Namicela Romero

**Número de Cédula:**

1105846750

**Dirección:**

San Isidro

**Correo Electrónico:**

jennynr1992@hotmail.com

**Celular:**

0981619299

## CARTA DE AUTORIZACIÓN

### CARTA DE AUTORIZACIÓN DE TESIS POR PARTE DEL AUTOR PARA LA CONSULTA, REPRODUCCIÓN PARCIAL O TOTAL Y PUBLICACIÓN ELECTRÓNICA DEL TEXTO COMPLETO.

Yo, Jenny Patricia Namicela Romero, declaro ser autora de la tesis titulada “**COMPORTAMIENTO FISIOLÓGICO Y CRECIMIENTO DE PLÁNTULAS DE CAFÉ (*Coffea arabica* L.), BAJO CUATRO NIVELES DE HUMEDAD DEL SUSTRATO EN LA QUINTA EXPERIMENTAL DOCENTE LA ARGELIA**”, como requisito para optar al grado de: INGENIERA AGRÓNOMO, autorizo al Sistema Bibliotecario de la Universidad Nacional de Loja para que con fines académicos, muestre al mundo la producción intelectual de la Universidad, a través de la visibilidad de su contenido de la siguiente manera en el repositorio Digital Institucional. Los usuarios puedan consultar el contenido de este trabajo en el RDI, en las redes de información del país y del exterior con las cuales tenga convenio la Universidad.

La Universidad Nacional de Loja, no se responsabiliza por el plagio o copia de la tesis que realice un tercero.

Para constancia de esta autorización, en la ciudad de Loja, a los Veinte y cinco días del mes de julio de dos mil dieciséis, firma el autor.



**Firma:**

**Autora:**

Jenny Patricia Namicela Romero

**Número de Cédula:**

1105846750

**Dirección:**

San Isidro

**Correo Electrónico:**

jennynr1992@hotmail.com

**Celular:**

0981619299

### DATOS COMPLEMENTARIOS

**Director de tesis:** Ing. Max Enrique Encalada Córdova, Mg, Sc.

**Tribunal de grado:** Ing. Bolívar Pena Merino, Mg, Sc.

Ing. Luis Sivisaca, Mg, Sc.

Ing. Javier Guayllas, Mg, Sc.

**PRESIDENTE**

**VOCAL**

**VOCAL**

## **AGRADECIMIENTO**

Deseo expresar mi más sincero agradecimiento a la Universidad Nacional de Loja, Área Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables, carrera de Ingeniería Agronómica y a todos los docentes que contribuyeron en mi formación académica y profesional.

Además, expreso un especial agradecimiento a mis padres y abuelos por apoyarme en todo momento; y de manera especial mi gratitud a los docentes, Ing. Max Enrique Encalada Córdova, Mg.Sc., DIRECTOR DE TESIS, e Ing. Marco Reinoso, Mg.Sc., por su apoyo incondicional desde el inicio hasta la culminación del trabajo de investigación.

A todos los docentes y técnicos de los laboratorios de hidráulica y riego, fisiología, bromatología y dendrocronología de la madera y laboratorio de medio ambiente los cuales contribuyeron al desarrollo del presente trabajo de tesis.

*Jenny Patricia Namicela Romero*

## **DEDICATORIA**

El presente trabajo de investigación lo dedico primeramente a DIOS por guiarme, protegerme y darme la sabiduría para culminar con éxito mi carrera universitaria.

A MIS AMADOS PADRES, Patricio Eriberto Namicela Toledo y Gloria Yolanda Romero Castillo por ser la base fundamental para mi superación quienes con gran cariño, esfuerzo y sacrificio supieron apoyarme en todo momento para poder cumplir con mi anhelada meta de culminar mis estudios universitarios.

A MIS AMADOS ABUELITOS, José Guillermo Namicela y María Teresa Toledo mis segundos padres quienes me alentaron a seguir adelante apoyándome con sus sabios consejos y fortaleciéndome con sus bendiciones.

A MIS HERMANOS, TIAS, TIOS, quienes con sus consejos y apoyo me motivaron a seguir adelante en busca de un futuro mejor, y a una persona muy especial que siempre estuvo apoyándome y acompañándome en los momentos más difíciles.

A MIS COMPAÑEROS, en especial a mis MEJORES AMIGAS Y AMIGOS, quienes me acompañaron durante la vida universitaria, apoyándome y animándome a seguir adelante.

## INDICE GENERAL

CERTIFICACIÓN.....	ii
CERTIFICACIÓN DEL TRIBUNAL DE GRADO.....	iii
AUTORÍA .....	iv
CARTA DE AUTORIZACIÓN.....	v
AGRADECIMIENTO .....	vi
DEDICATORIA.....	vii
INDICE GENERAL.....	viii
ÍNDICE DE FIGURAS .....	xii
ÍNDICE DE CUADROS .....	xiv
ÍNDICE DE ANEXOS .....	xv
RESUMEN.....	xvii
ABSTRACT .....	xviii
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. REVISIÓN DE LITERATURA .....	4
2.1. IMPORTANCIA Y DISTRIBUCIÓN DEL CAFÉ .....	4
2.2. FACTORES CLIMÁTICOS PARA LA PRODUCCIÓN DEL CAFÉ .....	4
2.2.1. Altitud.....	4
2.2.2. Temperatura.....	5
2.2.3. Precipitación .....	5
2.2.4. Humedad relativa.....	6
2.2.5. Luz solar .....	6
2.2.6. Suelo .....	7
2.3. FENOLOGÍA DEL CAFÉ .....	8
2.3.1. Etapas fenológicas .....	8
2.3.1.1. Desarrollo reproductivo .....	9
2.3.1.2. Senescencia.....	9
2.4. SEMILLERO Y VIVERO .....	9
2.4.1. Semillero.....	9
2.4.2. Vivero .....	10
2.4.3. Desinfección de sustrato .....	10
2.4.4. Distribución y selección de plántulas .....	11
2.5. EL AGUA EN LA PLANTA .....	11

2.5.1.	Contenido Relativo de Agua CRA .....	12
2.5.2.	Potencial Hídrico $\Psi$ .....	13
2.5.3.	Relaciones Hídricas en Células y Tejidos .....	14
2.5.4.	Movimiento del agua en la planta.....	15
2.6.	FISIOLOGÍA DEL ESTRÉS.....	16
2.6.1.	La reducción del área foliar en respuesta inicial al déficit hídrico .....	17
2.6.2.	Los estomas .....	19
2.6.3.	Fotosíntesis en el cloroplasto.....	21
2.6.4.	La clorofila.....	22
2.6.5.	El ajuste osmótico de las células .....	22
2.7.	ANÁLISIS DEL CRECIMIENTO VEGETAL .....	23
2.7.1.	El crecimiento vegetal .....	23
2.7.2.	Medición del crecimiento vegetal.....	25
2.8.	DENSIDAD APARENTE DEL SUELO .....	27
2.9.	EL AGUA EN EL SUELO.....	28
2.9.1.	Subdivisiones del agua en el suelo .....	28
2.9.1.1.	Saturación .....	28
2.9.1.2.	Capacidad de campo .....	28
2.9.1.3.	Punto de Marchitez Permanente (PMP) .....	29
2.9.1.4.	Agua útil .....	29
2.9.1.5.	Umbral de Riego (U.R.).....	30
2.10.	CLASES DE AGUA EN EL SUELO .....	30
2.10.1.	El agua gravitacional o agua drenable .....	31
2.10.2.	El agua disponible o agua capilar .....	31
2.10.3.	El agua higroscópica o agua no disponible.....	32
2.11.	MÉTODOS PARA MEDIR EL AGUA EN EL SUELO.....	32
2.11.1.	Contenido gravimétrico de agua en el suelo.....	32
2.11.2.	Contenido volumétrico de agua en el suelo.....	33
2.12.	CURVA DE RETENCIÓN DE HUMEDAD .....	33
III.	MATERIALES Y MÉTODOS	
3.1.	UBICACIÓN DEL EXPERIMENTO .....	36
3.1.1.	Ubicación política.....	36
3.1.2.	Ubicación geográfica.....	36
3.2.	MATERIALES .....	37

3.2.1.	Materiales utilizados en el invernadero .....	37
3.2.2.	Equipos y Materiales de laboratorio .....	37
3.2.3.	Equipos y Materiales de oficina .....	37
3.3.	METODOLOGÍA.....	37
3.3.1.	Diseño experimental .....	37
3.3.1.1.	Descripción de los Tratamientos .....	38
3.3.1.2.	Croquis del Diseño Experimental.....	38
3.3.1.3.	Unidad Experimental.....	39
3.3.1.4.	Hipótesis Estadística.....	39
3.3.2.	METODOLOGÍA GENERAL.....	39
3.3.2.1.	Selección de la semilla.....	39
3.3.2.2.	Siembra en el semillero .....	39
3.3.2.3.	Preparación del sustrato para las bolsas.....	40
3.3.2.4.	Trasplante .....	40
3.3.2.5.	Riego.....	40
3.3.2.5.1.	Calibración del tensiómetro SOILMOISTURE TENSIO METER 12" SIZE (30 cm).....	40
3.3.2.5.2.	Determinación del contenido de humedad del sustrato en base a peso.....	41
3.3.2.5.3.	Medición de la longitud radical para cada tratamiento .....	42
3.3.2.5.4.	Cálculo de la densidad aparente del sustrato utilizado.....	42
3.3.2.5.5.	Determinación de la lámina de agua a aplicarse por tratamiento.....	43
3.3.2.5.6.	Volumen de agua total utilizado en cada tratamiento .....	45
3.3.2.5.7.	Procesamiento de datos .....	45
3.3.3.	METODOLOGÍA PARA EL PRIMER OBJETIVO .....	46
3.3.3.1.	Altura de la plántula.....	46
3.3.3.2.	Diámetro del tallo .....	46
3.3.3.3.	Área foliar.....	46
3.3.3.4.	Masa seca de la parte aérea y radical .....	47
3.3.3.5.	Masa seca total.....	47
3.3.4.	METODOLOGÍA PARA EL SEGUNDO OBJETIVO .....	47
3.3.4.1.	Densidad estomática .....	47
3.3.4.2.	Apertura estomática.....	48
3.3.4.3.	Contenido Relativo de Agua (CRA).....	48
3.3.4.4.	Contenido de clorofila .....	49

3.3.4.4.1.	Tratamiento de la muestra .....	49
3.3.4.4.2.	Extracción de pigmentos .....	49
3.3.4.4.3.	Cuantificación de los pigmentos .....	49
IV.	RESULTADOS	
4.1.	Densidad aparente del sustrato .....	371
4.2.	Lámina de riego aplicada por tratamiento .....	371
4.3.	Volumen de agua total utilizado por tratamiento durante la fase experimental (123 DDT), en función de las condiciones climáticas del invernadero y las lecturas del tensiómetro. ....	52
4.4.	Altura de las plántulas .....	53
4.5.	Diámetro del tallo .....	54
4.6.	Área foliar de las plántulas .....	55
4.7.	Densidad estomática .....	56
4.8.	Ancho de los estomas .....	57
4.9.	Masa seca de la parte aérea y radical .....	58
4.10.	Masa seca total.....	58
4.11.	Longitud de la raíz de las plántulas .....	59
4.12.	Contenido relativo de agua de las plántulas (CRA).....	59
4.13.	Contenido de clorofila .....	60
V.	DISCUSIÓN .....	61
VI.	CONCLUSIONES .....	69
VII.	RECOMENDACIONES .....	70
VIII.	BIBLIOGRAFÍA .....	71
IX.	ANEXOS .....	81

## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b> Diagrama de Höffler .....	14
<b>Figura 2.</b> Humedad disponible en el suelo (Hd).....	30
<b>Figura 3.</b> Clases de agua en el suelo.....	31
<b>Figura 4.</b> Diagrama con curvas características del contenido de humedad y tensión para suelos arenosos, arcillosos y francos (Edward, 2010).....	34
<b>Figura 5.</b> Mapa de la República del Ecuador, Provincia de Loja, parroquia San Sebastián, Universidad Nacional de Loja, carrera de Ingeniería Agronómica. ....	36
<b>Figura 6.</b> Croquis del diseño muestral probabilístico con cuatro bloques, tomando como muestra 5 plántulas por cada uno de los tratamientos, Loja, 2016. ....	38
<b>Figura 7.</b> Diseño experimental del ensayo .....	39
<b>Figura 8.</b> Efecto de cuatro niveles de humedad del sustrato en la altura de plántulas de café y volumen de agua aplicado, a los 33, 63, 93 y 123 DDT, Loja, 2016.....	53
<b>Figura 9.</b> Efecto de cuatro niveles de humedad del sustrato en el diámetro del tallo de plántulas de café y volumen de agua aplicado, a los 33, 63, 93 y 123 DDT, Loja, 2016.....	54
<b>Figura 10.</b> Efecto de cuatro niveles de humedad del sustrato en el área foliar de plántulas de café y volumen de agua aplicado, a los 63, 93 y 123 DDT, Loja, 2016.....	55
<b>Figura 11.</b> Efecto de cuatro niveles de humedad del sustrato en la densidad estomática de plántulas de café y volumen de agua aplicado, a los 33, 63, 93 y 123 DDT, Loja, 2016.....	56
<b>Figura 12.</b> Efecto de cuatro niveles de humedad del sustrato en el ancho de los estomas de plántulas de café y volumen de agua aplicado, a los 33, 63, 93 y 123 DDT, Loja, 2016.....	57
<b>Figura 13.</b> Ordenamiento de las plántulas dentro de cada tratamiento.....	82
<b>Figura 14.</b> Plántulas de cada uno de los tratamientos: A) H1: 10-15 cb; ..... B) H2: 25-30 cb; C) H3: 40-45 cb; D) H4: 55-60 cb. ....	82
<b>Figura 15.</b> Medición de la Temperatura y Humedad Relativa del invernadero .....	83
<b>Figura 16.</b> Determinación de CRA (%) de las hojas de las plántulas de café: A. Peso de las hojas; B. Hojas hidratadas.....	83

<b>Figura 17.</b> Procedimiento para determinar masa seca de la parte aérea, radical y total: a) sumergido de la bolsa para extraer la planta, sin arrancar las raíces; b) raíces libres de sustrato; c) separación de la parte aérea y radical; d) medición de la raíz. ....	84
<b>Figura 18.</b> Determinación de la densidad estomática (Técnica de Turner): A. colocación de una lámina de esmalte incoloro sobre una parte de la lámina foliar; B. montaje de la lámina; C. observación en el microscopio. ....	84
<b>Figura 19.</b> Estomas en 1mm (1000 um) de lámina foliar; A. H1: 10-15 cb; B. H2: 25-30 cb; C. H3: 40-45 cb; D. H4: 55-60 cb .....	86
<b>Figura 20.</b> Extracción y lectura del contenido de clorofila en las hojas: A) corte de la lámina foliar sin nervadura; B) colocación de 0,5 g de muestra en etanol; C) tubos de ensayo previamente envueltos en papel aluminio; D) medición de la clorofila a y b en el espectrofotómetro. ....	87
<b>Figura 21.</b> Presentación de la tesis a cargo del director de tesis Ing. Max Encalada, Loja, 2016. ....	94
<b>Figura 22.</b> Exposición de los resultados del proyecto de tesis, Loja, 2016. ....	94
<b>Figura 23.</b> Respuestas de las inquietudes formuladas por los estudiantes acerca de lo expuesto, Loja, 2016. ....	94

## ÍNDICE DE CUADROS

<b>Cuadro 1.</b> Efecto de cuatro niveles de humedad del sustrato en la masa seca de la parte aérea y radical de plántulas de café al final del período de evaluación, Loja, 2016.....	58
<b>Cuadro 2.</b> Efecto de cuatro niveles de humedad del sustrato en la masa seca total de plántulas de café al final del período de evaluación, Loja, 2016.....	59
<b>Cuadro 3.</b> Efecto de cuatro niveles de humedad del sustrato en la longitud de la raíz de plántulas de café al final del período de evaluación, Loja, 2016.....	59
<b>Cuadro 4.</b> Efecto de cuatro niveles de humedad del sustrato en contenido relativo de agua (CRA) de plántulas de café al final del período de evaluación, Loja, 2016.....	60

## ÍNDICE DE ANEXOS

<b>ANEXO 1.</b> Resultados del análisis del sustrato utilizado.....	721
<b>ANEXO 2.</b> Imágenes del proceso de investigación.....	82
<b>ANEXO 3.</b> Cálculo de la lámina de riego, en función del CH (%) y la profundidad radical, Loja, 2016.....	88
<b>ANEXO 4.</b> Determinación del volumen total de agua por tratamiento.....	89
<b>ANEXO 5.</b> Cuadro de medias de la altura de las plántulas de los tratamientos en distintas edades, Loja, 2016.....	90
<b>ANEXO 6.</b> Cuadro de medias del diámetro del tallo de las plántulas de los tratamientos en distintas edades, Loja, 2016.....	90
<b>ANEXO 7.</b> Cuadro de medias del área foliar de las plántulas de los tratamientos en distintas edades, Loja, 2016.....	90
<b>ANEXO 8.</b> Cuadro de medias de la densidad estomática de las plántulas de los tratamientos en distintas edades, Loja, 2016.....	90
<b>ANEXO 9.</b> Cuadro de medias del ancho de los estomas (hojas) de las plántulas de los tratamientos en distintas edades, Loja, 2016.....	91
<b>ANEXO 10.</b> Socialización de resultados a estudiantes y egresados de la carrera de ingeniería agronómica.....	91
<b>ANEXO 11.</b> Registro de la temperatura y humedad relativa del invernadero del Área Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables de la Universidad Nacional de Loja, Loja, 2016.....	95

**COMPORTAMIENTO FISIOLÓGICO Y CRECIMIENTO DE  
PLÁNTULAS DE CAFÉ (*Coffea arabica* L.), BAJO CUATRO  
NIVELES DE HUMEDAD DEL SUSTRATO EN LA QUINTA  
EXPERIMENTAL DOCENTE LA ARGELIA.**

## RESUMEN

El presente trabajo de investigación se llevó a cabo en el invernadero del Área Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables de la Universidad Nacional de Loja, con el objetivo de evaluar el comportamiento fisiológico y el crecimiento de plántulas de café sometidas a cuatro niveles de humedad del sustrato. Los niveles de humedad que se evaluaron fueron H1: 10-15 cb; H2: 25-30 cb; H3: 40-45 cb y H4: 55-60 cb, dichos rangos de tensión, se mantuvieron reponiendo el volumen de agua necesario, en función de la lectura de los tensiómetros que fueron colocados en cada tratamiento. Las evaluaciones se realizaron mensualmente a partir de los 33 días después del trasplante en las bolsas (DDT), las variables evaluadas fueron: altura, diámetro del tallo, densidad estomática y ancho de los estomas.

Además, se evaluó el área foliar a los 63, 93 y 123 DDT y al final del período experimental se evaluó la masa seca de la parte aérea, radical y total, longitud de la raíz, contenido relativo de agua y contenido de clorofila. Los más altos valores en cuanto a la altura, diámetro del tallo, área foliar, masa seca de la parte aérea y radical, masa seca total, longitud de raíz, contenido relativo de agua y ancho de estomas se presentaron en los niveles de humedad del sustrato H1 y H2; en cuanto a la densidad estomática los valores más altos se presentaron en los niveles de humedad H3 y H4 respectivamente; en cuanto al contenido de clorofila no se presentaron diferencias significativas entre los tratamientos.

El volumen de agua aplicado en cada tratamiento se calculó en base al contenido de humedad del sustrato determinado mediante el método gravimétrico (en base a peso) y a la profundidad radical de las plántulas, misma que se incrementó en cada evaluación y en función de los niveles de humedad.

Se concluyó que el crecimiento, expresado en indicadores como la altura, diámetro del tallo, área foliar, longitud de la raíz, masa seca de las plántulas en todos los tratamientos presentó una relación directa con el contenido de humedad del sustrato; mientras que los tratamientos H1 y H2 mantuvieron resultados similares dentro de las variables evaluadas, lo que permitiría utilizar el nivel de humedad menor (H2) sin conllevar a la plántula a retardar su crecimiento y generando un ahorro de 6,24 l del volumen de agua utilizado.

### **Palabras clave:**

Comportamiento fisiológico, crecimiento, centibares (cb), tensiómetro

## ABSTRACT

This research work was carried out in the greenhouse of Área Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables de la Universidad Nacional de Loja, in order to evaluate the physiological behavior and the growth of coffee seedlings under four levels of soil moisture. Humidity levels evaluated were H1: 10-15 cb; H2: 25-30 cb; H3 and H4 40-45 cb: 55-60 cb, these voltage ranges, were maintained refilling the volume of water required, based on readings of sphygmomanometers that were placed in each treatment. Evaluations were made monthly from 33 days after transplantation in bags (DDT the evaluated variables were: height, stem diameter, stomata density and stomata width. In addition, leaf area at 63, 93 and 123 DDT was evaluated.

In addition, leaf area at 63, 93 and 123 DDT was evaluated and at the end of the experimental period the dry mass of air, radical and total part, root length, relative water content and chlorophyll content was evaluated. The highest values in terms of height, stem diameter, leaf area, dry mass of shoot and root, total dry mass, root length, relative content of water and width of stomata were presented at the moisture levels H1 and H2 substrate; regarding the stomata density higher values presented at moisture levels respectively H3 and H4; on the content of chlorophyll no significant difference between treatments were presented.

The volume of water used in each treatment was calculated based on the moisture content of the given substrate gravimetric method (based on weight) and the root depth of seedlings, same that was increased in each evaluation and based on levels moisture.

It was concluded that growth, expressed in indicators such as height, stem diameter, leaf area, root length, dry mass of seedlings in all treatments presented a direct relationship with the moisture content of the substrate; while H1 and H2 treatments remained similar results within the variables evaluated, allowing use of lower humidity level (H2) without leading to slow seedling growth and generating savings of 6.24 l of water volume used.

### **Keywords:**

Physiological behavior, growth, centibars (cb), tensiometer.

## I. INTRODUCCIÓN

El café (*Coffea arabica* L.), constituye un producto básico de la economía mundial (COFENAC, 2013), razón por la cual la constante demanda del producto ha influenciado para que los países productores de café pongan mayor énfasis en solventar la demanda mediante la implementación de nuevas tecnologías. Según COFENAC (2013), la producción mundial de café en el 2013 fue de 144,061 millones de sacos de 60 kilos.

El café ecuatoriano es uno de los mejores de América del Sur y de los más demandados en Europa (Cumbícus y Jiménez, 2012), con una superficie total de cultivo de 199.215 ha de las cuales 136.385 hectáreas son de cultivo de café arábigo y 62.830 hectáreas son de robusta; el área efectiva de cosecha fue de 149,411 hectáreas y el área de cafetales viejos de baja productividad fue de 150,000 hectáreas (Banco Central del Ecuador, 2014), registrándose una productividad promedio de 5,1 qq/ha en café arábigo y 5.5 qq/ha en café robusta, cantidad menor al promedio nacional (COFENAC, 2013).

Las principales zonas de producción de café arábigo se localizan en las provincias de Manabí y Guayas, en el Sur del país (El Oro y Loja) y hacia las estribaciones occidentales y orientales de la cordillera de los Andes (Zambrano y Cárdenas, 2009).

En el Ecuador el cultivo de café tiene importancia relevante en los órdenes económico, social y ecológico; la importancia económica radica en su aporte de divisas para el estado y generación de ingresos para las familias cafetaleras y demás actores de la cadena productiva que dependen de las contingencias de producción y precios de este grano en el mercado internacional, en el ámbito social se basa en la generación de empleo directo e indirecto para miles de familias adicionales vinculadas a la comercialización, transporte y exportación, y en el orden ecológico los cafetales representan un hábitat para muchas especies de flora y fauna (Cárdenas y Macías, 2009).

Pese a la importancia del café dentro de los aspectos antes mencionados, la producción ecuatoriana es baja, lo cual se atribuye a aspectos como la presencia de plagas y enfermedades, la deficiente calidad del grano, la poca disponibilidad y utilización de material genético, inadecuada zonificación agroecológica actualizada, una limitada capacitación a personal en caficultura, la deficiente calidad de plántulas a nivel de vivero y un inadecuado manejo y uso de agua de riego (COFENAC, 2014).

El gobierno ecuatoriano, al reconocer la importancia del café en la economía del país, a través del MAGAP, impulsa el “Proyecto de Reactivación de la Caficultura Ecuatoriana”, que busca promover la productividad, rentabilidad, investigación, mejoramiento de la calidad e institucionalidad de la cadena de valor (MAGAP, 2012).

La obtención de plántulas de calidad en vivero es una parte del manejo agronómico determinante en el potencial productivo de una plantación, el mismo que se encuentra influenciado por factores como la utilización de sustratos, condiciones de temperatura, humedad y luminosidad, ubicación del vivero, el tamaño de los bolsas, entre otros. Según Valladares *et al.* (2004) afirma que la disponibilidad hídrica entre otros factores está considerada como el principal factor que afecta la actividad de las plantas.

Según Azcón y Talón (2000) el agua es el componente mayoritario en la planta (aproximadamente un 80-90 % del peso fresco en plantas herbáceas y más del 50 % de las planas leñosas) afecta directa o indirectamente, a la mayoría de los procesos fisiológicos; la pequeña proporción de agua aprovechable para el ser humano está sufriendo un acelerado proceso de pérdida de calidad y cantidad, el 70 % de agua que se utiliza se destina a usos agrícolas, muchas veces en cultivos no adecuados a las zonas, con el subsiguiente malgasto (Fernández y Garcés, 2003).

En la actualidad el riego de plántulas de café en viveros se realiza de acuerdo con el criterio de los productores, sin que para ello se haya contado con resultados experimentales,

dado el hecho de que esta temática no ha sido estudiada con anterioridad en el país en este cultivo. El manejo adecuado del suministro de agua posibilitará ahorro de agua y crecimiento en la máxima expresión morfológica de los cultivos y además, de incrementar la producción reduciendo los costos de inversión en el uso del agua; más aún si se considera que en el futuro el agua será un recurso cada vez más escaso.

El presente proyecto está orientado a generar conocimiento científico y práctico que contribuya a resolver la problemática específica del manejo de la humedad en la producción de plántulas de café, en el marco de las políticas, planes y programas del estado ecuatoriano y, en correspondencia con la línea de investigación de la carrera de Ingeniería Agronómica denominada: “alternativas de aprovechamiento y conservación de los recursos (clima, suelo, agua, planta.....) para la producción agrícola”.

Para cumplir con este propósito investigativo se planteó los siguientes objetivos:

### **Objetivo general**

- Evaluar el comportamiento fisiológico y el crecimiento de plántulas de café sometidas a cuatro niveles de humedad del sustrato.

### **Objetivos específicos**

- Comparar el crecimiento de plántulas de café sometidas a cuatro niveles de humedad del sustrato.
- Comparar indicadores fisiológicos en plántulas de café con cuatro niveles de humedad del sustrato.

## **II. REVISIÓN DE LITERATURA**

### **2.1. IMPORTANCIA Y DISTRIBUCIÓN DEL CAFÉ**

El café (*Coffea arabica* L.), se constituye en uno de los productos exportables más importante del Ecuador y de la economía mundial, generador de divisas al Estado, ingresos para las familias cafetaleras y fuente de ingresos para los otros actores de la cadena productiva como: transportistas, comerciantes, exportadores, entre otros; contribuye además dentro del ámbito ecológico ya que el cultivo posee una amplia adaptabilidad a los distintos agro ecosistemas en su mayor parte los cafetales están cultivados bajo árboles de alto valor ecológico y económico que constituyen un hábitat apropiado para muchas especies de la fauna y flora nativas (Instituto de Promoción de Exportaciones e Inversión, 2013).

Aproximadamente el 68% de la superficie total de café es de arábigo y un 32% robusta. La producción de arábigo considerado de mejor calidad se concentra en Manabí y Guayas; en el sur del país en El Oro, Loja y las estribaciones de la Cordillera Occidental de los Andes, en tanto que el robusta se cultiva en la Amazonía, mayoritariamente en las provincias de Sucumbíos y Orellana (Cumbícus y Jiménez, 2012).

### **2.2. FACTORES CLIMÁTICOS PARA LA PRODUCCIÓN DEL CAFÉ**

#### **2.2.1. Altitud**

La altitud incide en forma directa sobre los factores de temperatura y precipitación. La altitud óptima para el cultivo de café se localiza entre los 500 y 1700 msnm. Por encima de este nivel altitudinal se presentan fuertes limitaciones en relación con el desarrollo de la planta (Centro de Investigaciones en Café, 2011).

Según la Agencia de los Estados Unidos para el Desarrollo Internacional (2013), el mejor café se cosecha en terrenos que se localizan en altitudes de 900 a 1.200 msnm. Por lo general, en terrenos localizados a menores altitudes se tienen problemas con el llenado del

grano y en altitudes mayores a los 1.200 msnm el frío extremo provoca que la pulpa se seque, se pegue al pergamino y manche el café, ocasionado inconvenientes para vender la cosecha; sin embargo Duicela *et al.* (2002), mencionan que las zonas cafetaleras del Ecuador se localizan desde alturas cercanas al nivel del mar hasta aproximadamente la cota de los 2000 msnm.

### **2.2.2. Temperatura**

La temperatura promedio anual favorable para el cultivo de café se ubica entre los 17 a 23 °C , con una oscilación diaria máxima de 10 °C, la mínima media entre los 15 a 17 °C y la máxima entre 25 a 28 °C. La temperatura es el componente que está íntimamente relacionado con el crecimiento; de esta forma temperaturas bajas propician un lento crecimiento y el fruto se desarrolla más lentamente, por el contrario las temperaturas altas aceleran la senescencia del fruto, causan anomalías de las flores y fructificación limitada (Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura, 2004).

Según Fischersworing y Robkamp (2001), las temperaturas por encima de 24 °C limita la floración como el llenado de los frutos y a temperaturas promedios de 26 °C o superior se presenta fructificación con frutos maduros, verdes y flores en una misma rama.

### **2.2.3. Precipitación**

El rango de lluvia para el cultivo de café es de 1200 a 1800 mm anuales. La lluvia es requerida de 6 a 10 semanas después de la fecundación para el llenado del grano y de 29 a 33 para su maduración. El período seco se requiere para estimular el crecimiento de las raíces, desarrollo de ramas laterales, hojas y la formación de capullos florales, durante este período se detiene el crecimiento vegetativo y eso hace que las yemas se diferencien en florales en lugar de vegetativas (Fundación para el Desarrollo Socio Económico y Restauración Ambiental, 2010).

Aunque el cafeto muestra cierto grado de tolerancia a la sequía, con menos de 1000 mm anuales se limita el crecimiento de la planta y por lo tanto la cosecha del año siguiente; además, un período de sequía muy prolongado propicia la defoliación y en última instancia la muerte de la planta (CICAFE, 2011). Si el periodo seco coincide con el lapso de crecimiento acelerado del grano, puede aumentar el porcentaje de granos vanos y negros afectando el rendimiento y la calidad del café (FUNDESYRAM, 2010).

Según Läderach *et al.* (2010), si la precipitación es demasiado fuerte las flores, las frutas, incluso la planta puede caerse, también puede producir floraciones erráticas; FUNDESYRAM (2010) señala que la lluvia excesiva inhibe la diferenciación de las yemas florales; también puede ocasionar deficiencias de nitrógeno por dilución del elemento y reducción del crecimiento de la planta, dando lugar a floraciones múltiples e irregularidades en la cosecha y la caída del fruto.

#### **2.2.4. Humedad relativa**

Según Duicela *et al.* (2002), la humedad relativa de las zonas cafetaleras es muy variable. En las partes altas de las estribaciones orientales, arriba de los 1200 metros de altura, desde el cantón Zamora hacia el norte, hasta la provincia de Napo, las medias de humedad relativa son superiores al 92%, condición no apropiada para el cultivo de café arábigo porque crean ambientes predisponentes para la incidencia de plagas y enfermedades.

La humedad relativa tiene un efecto indirecto sobre las plantas de café, niveles superiores de 85% afecta la calidad del café oro y taza, además que predispone a enfermedades. Por lo tanto, se considera como óptimo valores entre 70 a 85% (IICA, 2004).

#### **2.2.5. Luz solar**

Según Ludlow (1978) a medida que la luz pasa a través de una cubierta foliar que contiene clorofila en sus tejidos, se altera progresivamente la calidad de la luz y se reduce

su cantidad. El aumento de la radiación infrarroja con la profundidad de las cubiertas foliares, potencialmente, puede tener considerables efectos en el crecimiento y en el desarrollo. El principal efecto de la duración del día es en la floración y en los cambios relacionados de crecimiento y desarrollo.

Cuando la intensidad de la luz es muy alta, los pigmentos fotosintéticos llegan a saturarse, lo que demuestra que la cantidad adicional de luz no incrementa la tasa de fotosíntesis, este nivel de intensidad de luz se conoce como punto de saturación. La luz excesiva puede causar la degradación de los pigmentos de la clorofila y dañar el tejido de la planta. Por el contrario, un nivel bajo de luz puede causar que la planta alcance el punto de compensación de luz, donde la cantidad de fotosintatos producidos es igual a la cantidad requerida para la respiración (Stephen, 2002).

Según García y Straube (1998) citado por Lara (2005), la cantidad de luz se refiere a la mayor o menor intensidad de luz y la calidad de luz a los rayos ultravioletas e infrarrojos que son visibles. Con poca intensidad, hay poca apertura de los estomas de las hojas y baja actividad fotosintética. Esto produce consecuentemente una reducción de la producción de carbohidratos en la planta. A medida que la luz solar aumenta, se intensifican y mejoran las funciones metabólicas del cafeto. La mayor apertura de los estomas aumenta la fotosíntesis. Sin embargo, si la intensidad de la luz aumenta demasiado, hay funciones que se vuelven negativas; los estomas se cierran, la fotosíntesis disminuye, y la temperatura de las hojas aumenta considerablemente, con la consecuente disminución de la oferta de carbohidratos.

#### **2.2.6. Suelo**

Dentro de los factores fundamentales en una empresa cafetera está la calidad del suelo donde se siembra el cultivo, ya que de ella depende la rapidez de crecimiento y desarrollo de los árboles, la iniciación de la producción, la cantidad y calidad de ésta, la

resistencia al ataque de plagas y enfermedades y la duración de su vida productiva (Federación Nacional de Cafeteros de Colombia, 2010).

El cafeto se cultiva a nivel mundial, en suelos de características físicas y químicas muy dispares. La producción de cosechas altas sólo puede tener lugar en suelos fértiles, siendo los suelos planos o ligeramente ondulados los más aptos para el cultivo, por su mayor profundidad, capacidad de retención de agua y nutrientes; los tipos de suelo adecuados para el cultivo de café son de textura franca, con buena fertilidad, drenaje y aireación; de pH ácido a ligeramente ácido, buena profundidad efectiva y adecuado contenido de materia orgánica (Mora, 2008; Marín, 2012).

### **2.3. FENOLOGÍA DEL CAFÉ**

Los árboles de café son arbustos perennes que creciendo libremente llegan a medir hasta 20 m de altura, su vida útil es de 20 a 30 años; sin embargo, su ciclo de vida está directamente relacionado con las condiciones edafoclimáticas en las que se encuentren establecidos, asimismo, la duración de cada fase fenológica está sujeta a las condiciones ambientales que surjan en cada etapa y de la variedad utilizada (Alarcó, 2011). A libre crecimiento, la planta comienza a producir frutos en ramas de un año de edad, continúa su producción durante varios años y alcanza su máxima productividad entre los 6 y 8 años de edad (Arcila *et al*, 2007).

#### **2.3.1. Etapas fenológicas**

Según Arcilla *et al*. (2007), la formación de raíces, ramas, nudos y hojas, comprende tres etapas: germinación a trasplante (2 meses), almácigo (5-6 meses) y siembra definitiva a primera floración (11 meses). Hasta este momento se considera una etapa netamente vegetativa y de ahí en adelante, las fases de crecimiento vegetativo y reproductivo transcurren simultáneamente durante el resto de vida de la planta.

### **2.3.1.1. Desarrollo reproductivo**

Comienza con la aparición de las primeras flores. El período de iniciación de esta fase puede estar influenciado por la duración del día (fotoperíodo), la época de siembra, la temperatura y la disponibilidad hídrica. Se considera como primera floración, el momento en que por lo menos el 50% de las plantas hayan florecido. La fase reproductiva continúa luego con el desarrollo del fruto y la maduración (Arcilla *et al*, 2007).

### **2.3.1.2. Senescencia**

Según Arcilla *et al*. (2007), el cafeto es una planta perenne y se considera que alcanza su desarrollo y productividad máxima entre los 6 y los 8 años de edad, a partir de los cuales la planta se deteriora paulatinamente y su productividad disminuye a niveles de poca rentabilidad. El ritmo de envejecimiento depende de la región donde se establece el cultivo, la densidad de siembra, la intensidad de la producción, la disponibilidad de nutrimentos, la presencia de plagas y enfermedades o del estrés ambiental, entre otros. Los órganos de la planta completan su ciclo de vida en épocas y edades diferentes, por ejemplo, la hoja tiene una duración promedio de 350 días, una rama primaria dura varios años y una flor abierta dura tres días.

## **2.4. SEMILLERO Y VIVERO**

### **2.4.1. Semillero**

Según la Fundación Hondureña de Investigación Agrícola, FHIA (2011), con la construcción de semilleros, se obtiene una germinación rápida y posteriormente se puede hacer una buena selección de plántulas.

La etapa de semillero, consiste en colocar las semillas seleccionadas, en un sustrato, para que germinen, emerjan y logren el desarrollo adecuado para su trasplante al vivero. El

semillero se puede hacer con materiales disponibles en las fincas. Las dimensiones dependerán de la cantidad de semilla a sembrar y de la forma del terreno. Se estima una libra de semilla por metro cuadrado (FUNDESYRAM, 2010).

Después de la siembra, se acostumbra poner una cobertura de material vegetativo seco sobre la cama, esto evita una pérdida excesiva de humedad y mantiene la temperatura más uniforme; además protege al semillero de los rayos directos del sol y del daño por el impacto de las gotas de lluvia o riego (FHIA, 2011). La etapa de germinación del café dura entre 2 a 2,5 meses aproximadamente, hasta que se desarrollen la radícula y las hojas cotiledonales (Marín, 2012).

#### **2.4.2. Vivero**

La etapa de vivero consiste en traer las plántulas de café del semillero a un sustrato con mayor cantidad de nutrientes para que desarrollen la capacidad de asimilar su trasplante al campo definitivo, recibiendo un cuidado individualizado. Existen dos formas, una es por siembra directa de las plántulas al suelo y la otra por siembra en bolsas de polietileno negro (FUNDESYRAM, 2010).

#### **2.4.3. Desinfección de sustrato**

Se puede hacer aplicando un tratamiento con agua hirviendo: usando 5 galones de agua por metro cuadrado de superficie. También puede usarse con este propósito la solarización, que consiste en exponer el suelo a los rayos directos del sol, protegiendo con plástico cuando hay amenaza de lluvia para evitar la humedad. Además, para un mejor resultado se deben remover los residuos orgánicos (rastros y otros desperdicios) de la superficie, para que no interfieran la exposición directa del suelo a los rayos solares (FHIA, 2011).

#### **2.4.4. Distribución y selección de plántulas**

Según Fischersworing y Roßkamp (2001), las plántulas están listas para ser trasplantadas al vivero a partir del estado de fosforito y a más tardar cuando el primer par de hojas esté abierto, es decir, en estado "mariposa" o "chapola". Esto ocurre entre los 55 y los 77 días después de sembrada la semilla; no obstante, es preferible trasplantar las plántulas en estado de fósforo por deteriorarse menos el material. Al trasplantar las plántulas a las bolsas, se hace una primera selección: las plántulas que no tienen la raíz principal recta se deben eliminar, así como aquellas raquílicas, deformes y enfermas (FHIA, 2011).

El tiempo en que las semillas germinan y alcanzan el estado de "soldadito" (fosforito) varía de acuerdo a la especie de café y el clima de la finca. En la especie Arabica (Cafurra, Catuaí, Typica, Pacas, Catimor, etc.) el tiempo varía de 35 a 50 días para zonas bajas y de 50 a 65 en zonas altas. En lo que respecta a la especie Canephora (Robusta) ésta tarda 10 días más que la Arábica para alcanzar el mismo estado de desarrollo (INIAP 1993).

#### **2.5. EL AGUA EN LA PLANTA**

Según Zonta *et al.* (2013), el agua representa un 80 a 90% del peso en los tejidos activos de las plantas, constituyéndose no solamente en la materia prima de la fotosíntesis, sino que participa como elemento activo en sus transformaciones. En la fisiología de las plantas el agua es de mucha importancia en muchos aspectos ya que como principal disolvente universal disuelve todos los minerales contenidos en el suelo.

El agua es transportada de las raíces a las hojas por sistemas conductores (xilema) en un proceso dirigido por la transpiración. De la cantidad de agua absorbida por una planta, cerca del 90% se transpira, mientras que solo el 10% se utiliza para su crecimiento (Lee, 2009).

Sánchez y Aguirreolea (2000), señalan que el agua en su forma líquida, permite la difusión y el flujo masivo de solutos y, por esta razón, es esencial para el transporte y distribución de nutrientes y metabolitos en toda la planta. También es importante el agua en las vacuolas de las células vegetales, ya que ejerce presión sobre el protoplasma y la pared celular, manteniendo así la turgencia en hojas, raíces y otros órganos de la planta.

En solución acuosa ocurre la mayor parte de las reacciones metabólicas, además de procesos necesarios como el crecimiento celular, la fotosíntesis y por tanto la misma productividad (Taiz y Zeiger 2006).

### **2.5.1. Contenido Relativo de Agua CRA**

El contenido relativo de agua representa la cantidad de agua de un tejido en comparación con la que podría contener en hidratación completa y se lo expresa en porcentaje (Sánchez y Aguirreolea, 2000), empleando la ecuación propuesta por Beadle *et al.* (1993),  $CRA = [Pf - Ps / Pt - Ps] \times 100$ , donde: Pf, Ps y Pt son el peso fresco, seco y túrgido de la planta, respectivamente.

Argente *et al.* (2006), indican que el CRA es la expresión más usada para medir el nivel de agua de un tejido, es una medida del contenido de agua respecto al total de agua que este puede almacenar, se expresa como porcentaje y permite conocer el estado hídrico de la planta. Se relaciona con el potencial hídrico porque este y sus componentes (potencial de presión y de solutos) son función del volumen de agua del protoplasma.

Borjas *et al.* (2015), en olivo mencionan que el CHR está relacionada con la fotosíntesis ya que según, éste proceso está asociada con los niveles de agua en la planta, es así que las plantas que crecen bajo condiciones de estrés hídrico presentan menor fotosíntesis y la reducción del CHR del 96% al 65% indujo un 85% de disminución de la fotosíntesis en el cultivo de olivo; Luna *et al.* (2012), analizando en tres especies arbóreas caducifolias,

determinó que el contenido relativo de agua en las hojas (CRAH) en el tratamiento con estrés inducido (CEI) fue 63% menor con respecto al tratamiento sin estrés inducido (SEI).

### **2.5.2. Potencial Hídrico $\Psi$**

El potencial hídrico es un indicador utilizado como medida del estado hídrico en las plantas, el cual se mide en la cámara de presión de Schöllander, el  $\Psi$  se basa en el potencial químico del agua que es una expresión cuantitativa de la energía libre; es el trabajo que se debe realizar para llevar una unidad de masa de agua ligada a un tejido o al suelo, hasta un estado de referencia cero, que es el agua pura, debido a que el estado de referencia es el punto cero, los valores de potencial hídrico son negativos, (Taiz y Zeiger, 2006).

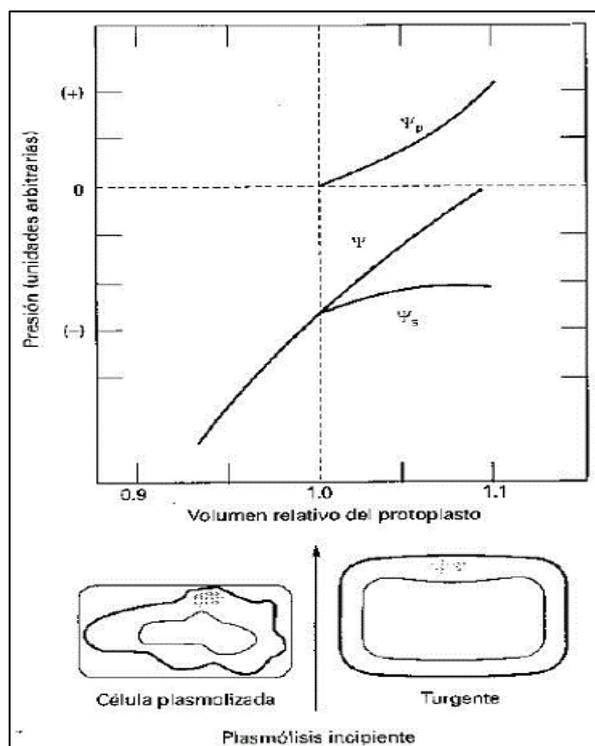
El potencial hídrico de una célula vegetal está dado por  $\Psi_w = \psi_s + \psi_m + \psi_p$ . El potencial osmótico  $\psi_s$ , depende de los solutos disueltos en el agua los cuales disminuyen el potencial hídrico de la hoja porque el número de moléculas de agua capaces de moverse es menor. El potencial matricial  $\psi_m$  está dado por las superficies celulares sólidas que atraen moléculas de agua y disminuyen su potencial. El potencial de presión  $\psi_p$  se origina a partir de la presión de turgencia que ejerce el interior de la vacuola, cuando está llena de agua, hacia las paredes celulares, y de éstas hacia la vacuola, aumentando de esa manera el estado energético del agua (Azcón y Talón, 2000; Taiz y Zeiger, 2006).

Según Hugalde y Vila (2014), de acuerdo al tipo de respuesta estomática, muchas especies han sido clasificadas como isohídricas o anisohídricas. Las plantas isohídricas son aquellas que cierran sus estomas cuando se presenta una caída en el potencial hídrico del suelo, o un aumento en la demanda atmosférica. Al contrario, las plantas anisohídricas no cierran sus estomas y continúan transpirando aun cuando el contenido hídrico del suelo disminuya. Como consecuencia, su potencial hídrico foliar ( $\Psi_L$ ) cae, y la planta sufre estrés hídrico.

### 2.5.3. Relaciones Hídricas en Células y Tejidos

Las relaciones hídricas de células y tejidos se pueden describir mediante el diagrama de Höffler, que muestra la interdependencia entre el volumen celular, potencial hídrico, osmótico y de presión a medida que la célula pierde agua (Sánchez y Aguirreolea, 2000).

El diagrama de Höffler describe la relación entre el potencial hídrico y sus dos componentes primarios ( $\Psi_p$  y  $\Psi_s$ ) respecto al contenido relativo de agua de la célula (CRA) o el volumen celular relativo. El concepto de este diagrama fue ideado por K. Höffler en 1920 (Squeo y Cardemil, 2007).



**Figura 1.** Diagrama de Höffler. Muestra las interacciones entre el potencial de presión ( $\Psi_p$ ), potencial de solutos ( $\Psi_s$ ) y potencial hídrico ( $\Psi$ ) a medida que se modifica el volumen del protoplasto. Se supone que la célula está sumergida en agua pura. Al volumen celular en estado de plasmólisis insipiente se le asigna un volumen relativo de 1.0. En plasmólisis incipiente el potencial de presión es 0. Un 10% del aumento en el volumen celular origina una célula totalmente turgente con un cambio pequeño en el potencial osmótico ( $\Psi_s$ ); pero con un gran aumento en el potencial de presión ( $\Psi_p$ ). A plena turgencia, el potencial osmótico es contrarrestado por el potencial de presión, y el potencial hídrico de la célula.

Los fenómenos de plasmólisis y de marchitez son aparentemente lo mismo, pero hay algunas diferencias importantes. La plasmólisis se puede estudiar en el laboratorio simplemente sometiendo los tejidos a soluciones hiperosmóticas y observando al microscopio cambios en el volumen del protoplasto. Por otra parte la marchitez es la respuesta típica a la deshidratación en el aire en condiciones naturales. Debido a su extrema tensión superficial el agua de los pequeños poros de la pared celular ofrece resistencia a la entrada del aire y el protoplasto mantiene el contacto con la pared (Sánchez y Aguirreolea, 2000).

#### **2.5.4. Movimiento del agua en la planta**

La evaporación del agua en las hojas facilita el movimiento del agua y nutrientes en la planta. Es el proceso, mediante el cual, el agua pasa a través del continuo agua-suelo-planta-atmósfera (Naizaque *et al.*, 2014); a lo largo de la vida de una planta, se pierde 95% del agua absorbida por transpiración (Sánchez y Aguirreolea, 2000).

Álvarez (2013), señala que la teoría que mejor explica el ascenso del agua en las plantas, es la llamada coheso-tenso-adheso-transpiración, comúnmente reducida a coheso-tenso-transpiración o CT. Esta teoría debe su nombre a las fuerzas a las que se encuentra sometida la savia dentro de los conductos de las plantas: 1) La fuerza de cohesión que existe entre las moléculas de agua, la cual es resultado de la atracción de dos cargas opuestas, la del H y la del O; 2) la transpiración de las hojas, que atrae la savia hacia arriba y 3) desde abajo, la fuerza de atracción de la gravedad atrae la savia hacia el suelo, generando así una fuerza de tensión.

Las paredes de los vasos no son lisas, sino que presentan relieves más o menos complejos dependiendo de la especie, los cuales aumentan la superficie interna de los vasos, donde las moléculas de agua se adhieren, resistiendo así la fuerza de gravedad. Según Taiz

y Zeiger (2006), el agua al interior de la planta se mueve por tres vías diferentes: La vía apoplástica (por las paredes celulares sin atravesar las membranas celulares), la vía transmembranal (entra a las células) y la vía simplástica (por medio de plasmodesmos que conectan una célula con otra).

El movimiento del agua está regido por gradientes de potencial hídrico, un aspecto general sobre el movimiento del agua en plantas es que es un proceso totalmente “pasivo” es decir no existen moléculas para el transporte activo primario o secundario del agua. El transporte activo de moléculas de soluto como, por ejemplo, iones o azúcares, pueden originar condiciones que causan movimiento del agua; pero esto se considera también como un proceso pasivo (Sánchez y Aguirreolea, 2000).

## **2.6. FISIOLOGÍA DEL ESTRÉS**

Tanto en el cultivo como en la naturaleza, las plantas están expuestas constantemente a estreses ambientales. Algunos factores, tales como la temperatura del aire, pueden ser estresantes en solo unos pocos minutos; otros como el contenido de agua del suelo tardan días e incluso semanas (Taiz y Zeiger, 2006).

El estrés hídrico, permanente o temporal, se considera como una pérdida moderada de agua, lo que conduce a cierre de los estomas, restricción de intercambio de gases, limita el crecimiento y la distribución de la vegetación natural y el rendimiento de las plantas cultivadas más que cualquier otro factor ambiental (Shao *et al*, 2008).

El agua constituye el principal factor limitante del crecimiento de las plantas en la tierra, actuando como una fuerza selectiva de primer grado para la evolución y distribución de las especies vegetales (Hanson y Hitz, 1982).

Según Moreno (2009), las respuestas de las plantas a la escasez de agua son complejas, involucrándose cambios adaptativos y efectos deletéreos. En condiciones de

campo esta respuesta puede ser sinérgicas antagónicamente modificada por la superimposición de otros estreses. Las estrategias de las plantas para sobrellevar el déficit hídrico normalmente involucran a un conjunto de respuestas que conllevan a evitar o tolerar el estrés, lo cual está estrechamente relacionado con las características genotípicas del cultivo en cuestión.

Las plántulas sometidas a estrés hídrico manifiestan síntomas de marchitez en diferentes periodos dependiendo de la especie. Las diferencias en el tiempo de manifestación de los síntomas de marchitez depende de la intensidad y duración del estrés, así como de la fase de crecimiento en que se encuentre la planta (Luna *et al.*, 2012). Uno de los mecanismos de resistencia al déficit hídrico en las plantas a nivel fisiológico es el cierre de estomas, estructuras responsables de la mayor proporción de pérdida de agua en las plantas (Taiz y Zeiger, 2006).

### **2.6.1. La reducción del área foliar en respuesta inicial al déficit hídrico**

Según Parés (2004), de todos los órganos de la planta la hoja es el más sensible en responder a las condiciones del ambiente razón por la cual refleja alteraciones morfológicas como consecuencia de los efectos del estrés, al producir cambios en la síntesis de las proteínas, pared celular, espesor de la cutícula y conductancia estomática.

A medida que el contenido hídrico de las plantas disminuye, las células se encojen y las paredes celulares se relajan, esta reducción en el volumen celular da lugar a una menor presión de turgencia y a la consiguiente concentración de los solutos en las células. La membrana plasmática se hace cada vez más gruesa y más comprimida por que cubre un área menor. Como la pérdida de turgencia es el primer efecto biofísico significativo del estrés hídrico, las actividades que dependen de la turgencia como la expansión foliar y la elongación radical son las más sensibles a las deficiencias hídricas (Taiz y Zeiger, 2006).

Shao *et al.* (2008), señalan que cuando el déficit hídrico se desarrolla lentamente, se dan cambios en los procesos de desarrollo que tienen varios efectos sobre el crecimiento. Uno de principal importancia es la limitación específica de la expansión foliar. El área foliar es importante, pues de ella depende la fotosíntesis, una rápida expansión foliar puede afectar negativamente la adaptación a la poca disponibilidad de agua.

Cuando la planta se desarrolla en condiciones de disponibilidad de agua adecuada a sus requerimientos hídricos, una hoja bien hidratada puede transpirar varias veces su propio volumen de agua durante un día. Sin embargo, cuando este elemento está en falta la planta debe modificar su metabolismo y fisiología, adaptándose a las nuevas condiciones ambientales (Rosabal *et al.*, 2014).

Una respuesta común del desarrollo durante el estrés hídrico es la producción de una cutícula más gruesa que reduzca las pérdidas de agua de la epidermis (transpiración cuticular). Aunque en respuesta a un déficit hídrico las ceras se depositan tanto en la superficie como en la capa más interna, la capa más interna puede ser más importante en el control de la pérdida de agua de forma más compleja que el simple aumento de la cantidad de la cera presente (Taiz y Zeiger, 2006). La disminución del área foliar se considera como un mecanismo adaptativo de las plantas al déficit hídrico, ya que implica una reducción de la tasa de transpiración (Solarte, 1992) citado por Ortiz (2006).

Alves *et al.* (2005), encontraron similares resultados en un estudio realizado para evaluar el efecto de niveles de riego sobre el crecimiento de árboles jóvenes de lima Tahití bajo condiciones de campo con tratamientos de riego por goteo basados en 100% y 50% de la evapotranspiración del cultivo y cultivo no regado, estos autores encontraron que las plantas regadas con 100% mostraron una mayor área foliar, un mayor diámetro del tallo y una mayor altura de plantas y que los valores intermedios de estas variables se observaron en el tratamiento de 50% comparado con 100% y sin riego e indicaron que el desarrollo de

las plantas sin riego fue probablemente disminuido debido a los bajos valores de la conductancia estomática y la asimilación de CO<sub>2</sub> y concluyeron que la reposición del 100% del agua evapotranspirada resultó en un mejor desenvolvimiento vegetativo y reproductivo de las plantas jóvenes de lima Tahití en condiciones de campo.

### **2.6.2. Los estomas**

El cierre parcial o total de los estomas en las hojas, es una de las respuestas mejor caracterizadas, pues evita la pérdida de agua en exceso por la planta. Este proceso, al igual que muchos otros involucrados en tal respuesta, está regulado por el ácido abscísico (ABA) (Rosabal *et al.*, 2014).

La hoja es el órgano más susceptible en responder a las condiciones del medio ambiente y es capaz de reflejar más claramente, los efectos de estrés impuesto por factores ambientales o a su heterogeneidad (Sanabria *et al.*, 2005). La pérdida de vapor de agua, el intercambio de dióxido de carbono y otros gases en las hojas se realizan por medio de los estomas, que constituyen el mecanismo biológico más importante de la planta predominando su función en la transpiración y la fotosíntesis (Jiménez y Vásquez 1995).

Según Sánchez y Aguirreolea (2000), consideraron que los estomas tienden a ser más frecuentes en la superficie abaxial de las hojas y en algunas especies sólo se presentan en ésta, estas estructuras desempeñan un papel vital en el mantenimiento de la homeostasis de la planta y de ahí la importancia de conocer tanto el número como la forma en que los poros se abren y se cierran como también los factores que controlan estos procesos.

Jaleel *et al.* (2009), determinan que el cierre estomático y la reducción del área foliar son las estrategias de evasión de la sequía más importantes que permiten a las plantas reducir la pérdida de agua. El crecimiento foliar es uno de los primeros procesos fisiológicos que es afectado por la sequía (Luna *et al.*, 2012).

Roth *et al.* (1986) citado por Cañizares *et al.* (2003), sostienen que en los estudios relacionados con la anatomía foliar, se deben considerar fenómenos anatómicos individuales tales como los índices estomáticos (IE), y que este valor puede variar dentro de la misma hoja según la parte del limbo que se utilice (ápice, media o base), en el mismo individuo cuando se consideran las hojas en diferente posición en la planta, además el ambiente ecológico puede ejercer cierta influencia sobre este carácter. Del mismo modo, la densidad estomática (DE) alta o baja parece estar relacionada con ciertas familias, también existe una relación conspicua entre la DE y el tamaño de las células oclusivas, así altas densidades se presentan en plantas con células oclusivas pequeñas.

La disminución de la cantidad de estomas por  $\text{mm}^2$  incrementa la resistencia estomática de la planta y de esta manera evita un exceso de transpiración; sin embargo, tanto la DE como el IE son tan variables que están fuertemente influenciadas por diversas condiciones estresantes como condiciones de sequía y altas concentraciones salinas además el material vegetal que se trate (Salas *et al.*, 2001; Bethke y Drew, 1992; Rubino *et al.*, 1989).

Según Vila (2011), las plantas mantienen los estomas abiertos para captar  $\text{CO}_2$  sin evitar transpirar y si los cierran para ahorrar agua, disminuye la asimilación, lo que se transforma en afectación al crecimiento; Larramendi (2015), menciona que existe una correlación negativa entre la frecuencia estomática y el área de la hoja lo que significa que el incremento en la radiación solar, lejos de provocar aumento del número de estomas favorece mayor agrupamiento de los mismos, presumiblemente debido al menor tamaño de las hojas. Por último, la relación entre la frecuencia estomática y el grosor de la hoja demostró que las plantas de sol y sombra regulada presentan mayor proporción de estomas por área por cada  $\mu\text{m}$  de espesor de la hoja, lo cual presumiblemente le confiera mayor capacidad intercambio de  $\text{CO}_2$ .

Robles (2007), sostiene que el cierre de los estomas ocurre para la disminución de la pérdida de agua por la hojas, pero también afecta en la reducción de la entrada del CO<sub>2</sub>, lo cual repercute directamente en el proceso fotosintético y, por tanto, en la formación eficiente de fuentes carbonadas necesarias para la nutrición vegetal.

En las horas del día cuando se registra alta temperatura del aire y la HR es mayor, como ocurre en las plantaciones arborizadas, puede observarse mayor apertura estomática, especialmente cuando el suministro o la disponibilidad de agua no es un factor limitante. En este sentido, los estomas de los árboles del café, pueden responder a las variaciones en relación a la demanda de evaporación en forma independiente del status hídrico foliar (Da Matta y Ramalho, 2006), citado por Larramendi (2015).

### **2.6.3. Fotosíntesis en el cloroplasto**

Kraub (2003), señala que la fotosíntesis es un proceso de suma importancia para la biosfera porque convierte la energía de la radiación solar en energía química que puede ser usada por todas las formas de vida.

La fotosíntesis se realiza en los cloroplastos, donde se encuentran los pigmentos capaces de captar y absorber la energía luminosa procedente del sol. Estos pigmentos son: clorofila (verde), xantofila (amarillo) y carotenoides (anaranjados). Se trata de uno de los procesos anabólicos más importantes de la naturaleza, ya que la materia orgánica sintetizada en su transcurso permite la realización del mismo (Ocampo, 2014).

En *Coffea canephora*, el déficit hídrico lleva a una disminución en la fotosíntesis, incluso cuando la disponibilidad de N aumenta (DaMatta *et al.*, 2002). Dado que 70 % del contenido de N en los tejidos de la hoja están en los cloroplastos, puede haber una correlación positiva entre el contenido de N de la hoja y la fotosíntesis (Marenco y Lopes, 2009).

#### **2.6.4. La clorofila**

La clorofila total es la suma de las clorofilas *a* y *b*. La clorofila *a*, es el pigmento principal, que transforma la energía lumínica en energía química, la cual se utiliza en el crecimiento de las plantas, por lo que se considera un pigmento activo. Por su parte, la clorofila *b* absorbe la luz en longitudes de onda diferentes que la clorofila *a*; la luz se transfiere después a la clorofila *a*, que la transforma en energía; por esto, a la clorofila *b* se le considera un pigmento accesorio y forma parte de las antenas colectoras (García-Breijo *et al.*, 2006) citado por (Cambrón *et al.*, 2011).

Una reducción en el espacio de crecimiento, tendría como efecto una disminución en la cantidad de luz, creando diferencias en el desarrollo de los individuos cuando se modifica la densidad de plantación, aunado a esto el comportamiento de los individuos suele ser distinto cuando crecen junto a individuos de diferente genotipo (competencia inter-familiar), que cuando lo hacen junto a individuos de su propio genotipo (competencia intrafamiliar) (Cambrón *et al.*, 2011).

#### **2.6.5. El ajuste osmótico de las células**

El ajuste osmótico se produce lentamente en respuesta a la deshidratación tisular. Con el paso de los días se producen otros cambios (como crecimiento y fotosíntesis). Por esta razón, no está claro si el ajuste osmótico es una respuesta independiente y directa al déficit hídrico o el resultado de otros factores como la disminución de la tasa de crecimiento. No obstante, está claro que las hojas que son capaces de realizar el ajuste osmótico pueden mantener la turgencia a potenciales hídricos más bajos que las que no realizan dicho ajuste (Taiz y Zeiger, 2006).

Aumentos en dosis de K contribuyen a la osmorregulación y su efecto en mantener la turgencia de la célula, independientemente del régimen hídrico. En la mayoría de los

casos, la extensión celular es consecuencia de la acumulación de  $K^+$  en las células, el cual se requiere para estabilizar el pH en el citoplasma y para disminuir el potencial osmótico en las vacuolas; por lo tanto, las plantas con un suministro suficiente de K son menos susceptibles al estrés hídrico (Marschner, 1995) citado por (Andrade *et al.*, 2015).

Taiz y Zeiger (2006), el ajuste osmótico permite a la planta extraer el agua frecuentemente retenida en los poros pequeños, pero aun así el aumento de agua disponible es pequeño. Por tanto, el coste del ajuste osmótico en la hoja se compensa con una rápida disminución en la disponibilidad de agua para la planta. El ajuste osmótico promueve la tolerancia a la deshidratación, pero no tiene un efecto importante en la productividad.

## **2.7. ANÁLISIS DEL CRECIMIENTO VEGETAL**

### **2.7.1. El crecimiento vegetal**

Taiz y Zeiger (2006), indican que el crecimiento se define como un aumento irreversible en volumen, el principal componente del crecimiento vegetal es la expansión celular dirigida por la presión de turgencia. Durante este proceso, las células aumentan en volumen varias veces y llegan a estar muy vacuolizadas.

Las células aumentan de tamaño lentamente en el meristemo apical y más rápidamente en las regiones subapicales. El aumento de volumen resultante puede asolar entre unas pocas y hasta 100 veces, dependiendo de la especie y entorno. El crecimiento del tejido no es uniforme ni al azar. Las células derivadas de los meristemos se expanden en los sitios predecibles y de manera específica, y los patrones de expansión en estas regiones subapicales determinan el tamaño y forma del cuerpo vegetal primario (Taiz y Zeiger, 2006).

Vera y Sánchez (2013), la altura es importante porque indica el crecimiento ortotrópico de la planta, lo que va a proporcionar bandolas que garanticen la producción en los próximos años.

Según Karthikeyan *et al.* (2007) citado por Shao *et al.* (2008), el crecimiento es uno de los procesos más sensibles a la sequía fisiológica, debido a la reducción de la presión de turgencia. La expansión de células sólo puede ocurrir cuando la presión de turgencia es mayor que el umbral de rendimiento de la pared celular. El estrés hídrico suprime en gran medida la expansión celular y el crecimiento celular debido a la presión de turgencia baja.

Según Méndez *et al.* (2007), en el cultivo de algodón la dosis de 100% produjo las plantas con tallos más gruesos, mientras que la dosis de 40% produjo plantas con un grosor menor de los tallos, Stroman tuvo los tallos más gruesos que el resto de los cultivares en las dosis de 40 y 100%, mientras que tuvo los tallos menos gruesos en las dosis de 60 y 80%. La dosis de 100% produjo plantas con más hojas en los cultivares Cabuyare y Stroman, mientras que la de 80% produjo plantas con más hojas en el cultivar Deltapine 16, la menor cantidad de hojas por planta en los tres cultivares ocurrió en la dosis de 40%.

En un estudio de modelación, considerando la interacción de la radiación, temperatura y precipitación, en maíz y en soya, reportaron que los tres factores presentan un efecto no lineal sobre el rendimiento, así mismo, la interacción de los tres factores puede reducir o alargar el ciclo de las plantas y dificulta el entendimiento de aspectos relacionados con la floración, llenado de grano y época de siembra; no obstante, la interacción radiación–precipitación contribuye significativamente al crecimiento de las plantas (Mera *et al.*, 2006).

Yepes y Buckeridge (2011), en un periodo de sequía, la parte aérea de una planta continuará creciendo hasta que la absorción de agua por los pelos absorbentes de la raíz se torne limitante. La disminución del contenido de agua en las hojas genera una disminución del volumen celular, de la presión de turgencia, esto promueve que las paredes celulares se aflojen, disminuyendo la expansión foliar. La relación de biomasa raíz: parte aérea, parece estar gobernada por un balance entre el agua absorbida por las raíces y la fotosíntesis de la parte aérea. Esto significa que los productos fotosintéticos que no son usados para el

crecimiento foliar son acumulados en las extremidades de las raíces que crecen en busca de agua.

La raíz mantiene su velocidad de crecimiento, en tanto que la parte aérea la disminuye Robles (2007), sin embargo Medrano *et al.* (2007), menciona que resulta difícil generalizar en un patrón común la respuesta de las plantas al déficit hídrico, debido a la variedad en duración e intensidad de dicho déficit y a la variedad de modificaciones morfológicas, fisiológicas y de ciclo de vida que existen como caracteres constitutivos de la especie (adaptaciones) y como respuestas a largo (aclimatación) y a corto plazo (regulación).

### **2.7.2. Medición del crecimiento vegetal**

El crecimiento se mide en términos de variación en peso fresco, es decir, el peso de tejidos vivos e intervalos de tiempo determinados. Sin embargo, el peso fresco de las plantas puede variar debido a cambios en el estado hídrico del suelo, por lo que puede ser un mal indicador del crecimiento real; en estas ocasiones la medida de peso seco suele ser mucho más adecuada (Taiz y Zeiger, 2006).

Según Medrano *et al.* (2007), la producción de biomasa en cualquier cultivo está fuertemente determinada por la cantidad de agua disponible en el suelo. La razón está en que el proceso base de la producción de nueva biomasa (la fotosíntesis) y el del gasto de agua (transpiración) se producen a la vez, y la entrada del dióxido de carbono y la salida del agua utilizan la misma vía, los estomas en las hojas. Cuanto más abiertos están, más fácilmente entra el CO<sub>2</sub> pero también más rápidamente se escapa el agua.

Melgarejo (2010), menciona que el análisis de crecimiento es una aproximación cuantitativa, que usa datos simples y básicos para la descripción e interpretación de las plantas que crecen bajo ambiente natural, seminatural o controlado.

El análisis matemático de crecimiento usa medidas directas tales como masa seca total de la planta, área foliar total y tiempo; y medidas derivadas como la tasa de crecimiento relativo (TCR) expresa el incremento en peso seco en un intervalo de tiempo con relación a un peso inicial, la tasa de crecimiento del cultivo (TCC) es la misma TCR pero considera una población, es decir la ganancia en materia seca de una comunidad de plantas por unidad de área de suelo y por unidad de tiempo, la tasa de asimilación neta (TAN) permite cuantificar la fotosíntesis laminar; es la producción de materia seca elaborada por la planta, determinada fundamentalmente por la fotosíntesis y la respiración, duración del área foliar (DAF) , relación del área foliar (RAF) es la relación existente entre el área foliar expuesta por la planta o tejido fotosintetizador y la biomasa total de la planta, y el índice del área foliar (IAF) es la relación entre el área foliar y el área de suelo (AS) ocupada por el cultivo, que pueden ser obtenidas a partir de las medidas directas y se mide a partir de los valores del área foliar por planta y dividiendo por el área de la sombra proyectada por la misma que puede ser un círculo ( $A = \pi r^2$ ); rectángulo largo por ancho (LxA); cuadrado lado por lado (LxL), o según sea el caso.

El patrón de crecimiento de un organismo se describe por medio de la curva sigmoidea. Según Steward (2012), se observan tres fases en la curva sigmoidea: a) *Fase de retardación*: ocurre cuando las plantas comienzan a perder masa seca durante el proceso de germinación. A medida que se desarrolla el embrión se van agotando las reservas de la semilla; b) *Fase logarítmica*: en ella el crecimiento se da rápidamente y de forma lineal; c) *Fase de envejecimiento*: el crecimiento comienza a decrecer disminuyendo por ende la masa seca.

Hay dos metodologías según Gardner *et al.* (2003); Flórez *et al.* (2006) citado por Melgarejo (2010), para efectuar el análisis de crecimiento, i) Análisis tradicional o clásico que involucra la toma de datos en función del tiempo (cada 1-2 semanas) en un gran número

de muestras, con los cuales se generan funciones paramétricas flexibles que describen y explican el crecimiento y desarrollo de las plantas, así como la elaboración de curvas de crecimiento. ii) Análisis funcional o dinámico el cual comprende medidas a intervalos de tiempos más frecuentes y en un pequeño número de plantas.

## **2.8. DENSIDAD APARENTE DEL SUELO**

Thompson y Troeh (2002), mencionan que la densidad aparente es el peso de los sólidos del suelo por unidad de volumen total del mismo, el volumen de los poros es una parte del volumen de suelo medido para la estimación de la densidad aparente. Las muestras se secan a la estufa para extraer el agua antes de pesarlas.

Los datos de densidad aparente se expresan necesariamente en unidades de peso y volumen. El tipo de unidades es indiferente, aunque las unidades más corrientemente empleadas son los gramos por centímetro cúbico ( $\text{g/cm}^3$ ). El peso volumétrico se determina dividiendo el peso de un volumen dado de suelo seco a la estufa, por el peso del mismo volumen de agua. El peso volumétrico es, por consiguiente, un número adicional, que para todos los fines prácticos coincide con la densidad aparente expresada en  $\text{g/cm}^3$  (Thompson y Troeh, 2002).

La densidad aparente de los horizontes A en suelos minerales suele variar entre 1,0 y  $1,6 \text{ g/cm}^3$ ; mientras que la de los suelos orgánicos es menor y puede alcanzar  $0,1 \text{ g/cm}^3$  en turbas de esfagnos. La mayor parte de las variaciones provienen de diferencias en el volumen total de poros. Como regla general, los suelos de textura fina tienen mayor porosidad y menor densidad aparente que los suelos arenosos. La materia orgánica hace descender la densidad aparente de dos maneras: en primer lugar, y en equivalencia de volúmenes, es mucho más ligera que la materia mineral; en segundo lugar, incrementa la estabilidad de los agregados del suelo. Este último efecto es, con mucho, el más importante en la mayoría de los suelos,

pero ambos contribuyen a proporcionar una menor densidad aparente a los suelos ricos en materia orgánica (Thompson y Troeh, 2002).

Para determinar la densidad aparente se emplea la siguiente fórmula (Luters y Salazar, 2000):

$$D_a = M_s/V_{total}$$

En donde,  $M_s$  es la masa seca del suelo y  $V_{total}$  es el volumen total del cilindro.

## **2.9. EL AGUA EN EL SUELO**

Según Thompson y Troeh (2002), la presencia de agua en el suelo es vital para el crecimiento de las plantas, no solo porque éstas necesitan de aquella para realizar sus procesos fisiológicos, sino que también porque el agua contiene nutrientes en solución. La capacidad del suelo para almacenar agua depende de su profundidad, textura, estructura y otras propiedades fundamentales.

### **2.9.1. Subdivisiones del agua en el suelo**

#### **2.9.1.1. Saturación**

Fuente (2006), define el termino saturación como el grado en el cual todos sus poros están llenos de agua, si se permite que un suelo saturado drene libremente, el contenido de agua comienza a descender vaciándose primero los poros más grandes, que son ocupados por aire. El agua así eliminada se denomina agua libre o gravitacional; no es retenida por el suelo.

#### **2.9.1.2. Capacidad de campo**

Cuando el perfil del suelo está lleno de agua y alcanza lo que se llama capacidad de campo (CC), se dice que el perfil está al 100% de su contenido de humedad disponible o a

aproximadamente 0,1 bares (10 cb) de tensión. La tensión es una medida que determina la fuerza con la que las partículas del suelo retienen a las moléculas de agua: a mayor retención de humedad, más alta es la tensión. En el punto de capacidad de campo, cuando existe una tensión de solo 0,1 bar, el agua no es retenida fuertemente por las partículas del suelo y es fácil para las plantas extraer el agua. A medida que las plantas agotan el agua, la tensión en el suelo aumenta (Edward, 2010).

Según Hidalgo (2008) citado por Jiménez (2016), la capacidad de campo se alcanza cuando la tensión del agua en el suelo es de aproximadamente 0,3 bars (30 cb o 3 mca) en suelos arcillosos o de 0,1 bars (10 cb) en suelos de textura media.

#### **2.9.1.3. Punto de Marchitez Permanente (PMP)**

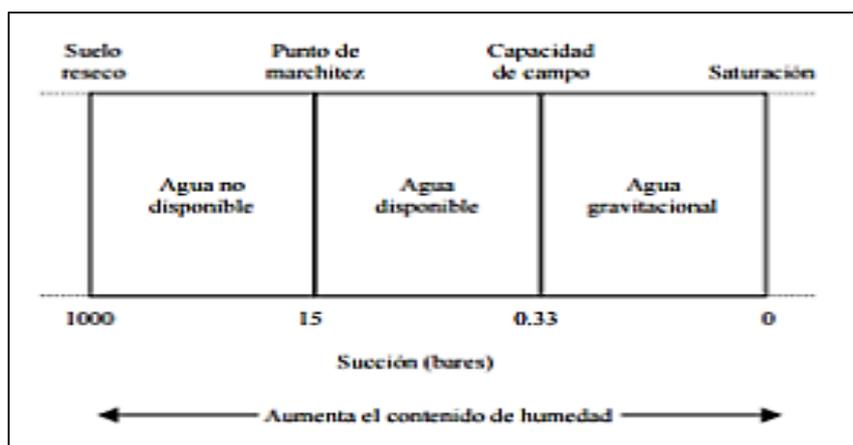
Hidalgo (2008) citado por Jiménez (2016), explica que el PMP es el contenido de humedad del suelo al cual las plantas no logran extraer agua para compensar sus necesidades de transpiración, manifestándose síntomas de marchitamiento, caída de hojas, escaso desarrollo. Este punto se logra cuando la tensión del agua en el suelo alcanza entre 10 y 15 bars; el mismo autor manifiesta que la CC y PMP permiten establecerla cantidad de agua del suelo aprovechable para las plantas, la cual depende básicamente de dos factores:

- La capacidad de retención del agua por unidad de volumen del suelo.
- La profundidad de suelo que alcancen las raíces de las plantas.

#### **2.9.1.4. Agua útil**

Fuente (2006), comenta que agua útil es la cantidad de agua comprendida entre los valores de capacidad de campo (0.33 bares) y punto de marchitez permanente (15 bares) y comprende la humedad del suelo que puede ser utilizada por los cultivos.





**Figura 3.** Clases de agua en el suelo.

### 2.10.1. El agua gravitacional o agua drenable

Es aquella que drena libremente del suelo debido a la fuerza de gravedad. Ocupa un límite por encima de la capacidad de campo, por lo que en presencia de suelos bien drenados, esta agua drena sin causar daño directo a las plantas. El límite superior corresponde al estado de saturación, en el cual el agua ocupa toda la porosidad. Aunque el agua gravitacional permanece períodos cortos en suelos bien drenados, puede ser disponible para las plantas, si durante ese tiempo el suelo tiene una aireación adecuada (Calvache, 2002).

### 2.10.2. El agua disponible o agua capilar

Es la porción de agua almacenada en el suelo que puede ser absorbida por las raíces de las plantas para su crecimiento, desarrollo y producción; es la parte de la humedad total retenida entre la capacidad de campo y el punto de marchitez (Calvache, 2002).

Calvache (2002), menciona que el agotamiento de la humedad del suelo no es lineal, sino exponencial. A medida que disminuye la humedad, aumenta el esfuerzo o succión que necesita realizar la planta para extraer agua, por ese motivo algunos autores dividen la reserva hídrica del suelo en fácilmente aprovechable y difícilmente disponible (cierre progresivo de estomas debido al déficit hídrico). La humedad del suelo es dinámica y varía

en el tiempo y en el espacio en respuesta a las fuerzas del agua (capilar, gravitacional, adsorción), debidas a percolación, evaporación, irrigación, lluvia, temperatura y el uso por las plantas.

### **2.10.3. El agua higroscópica o agua no disponible**

Es aquella retenida con una fuerza superior a la capacidad de las plantas para extraer agua del suelo (punto de marchitez), por esa razón no interesa como fuente de humedad para los cultivos (Calvache, 2002).

## **2.11. MÉTODOS PARA MEDIR EL AGUA EN EL SUELO**

Según Jiménez (2016), la medición del agua en el suelo es importante dentro de un sistema suelo-agua-atmosfera, y Silva *et al.* (2000), menciona que puede ser expresado en términos gravimétricos ( $w$ ) o volumétricos ( $\theta$ ).

### **2.11.1. Contenido gravimétrico de agua en el suelo.**

Según Silva *et al.* (2000), el contenido gravimétrico es la masa de agua en una unidad de masa de suelo seco. Es el método más simple de medición del agua en el suelo. Su valor se determina secando la muestra de suelo a 105°C hasta peso constante (alrededor de 24 horas).

Para la determinación gravimétrica del contenido de agua se utiliza la siguiente fórmula:

$$CH (\%) = \frac{Wm}{Wss} * 100$$

En donde,  $Wm$  es el peso de la muestra húmeda,  $Wss$  es el peso de la muestra seca (105 °C), expresándose el resultado en porcentaje.

### 2.11.2. Contenido volumétrico de agua en el suelo.

El contenido volumétrico de agua del suelo ( $\theta$ ) se expresa en términos de volumen de agua ( $V_w$ ) por volumen de suelo ( $V_t$ ). Puede ser calculado a partir del contenido gravimétrico de agua y la densidad aparente ( $D_a$ ) del suelo (Silva *et al.*, 2000), mediante la siguiente fórmula:

$$\theta = W * D_a$$

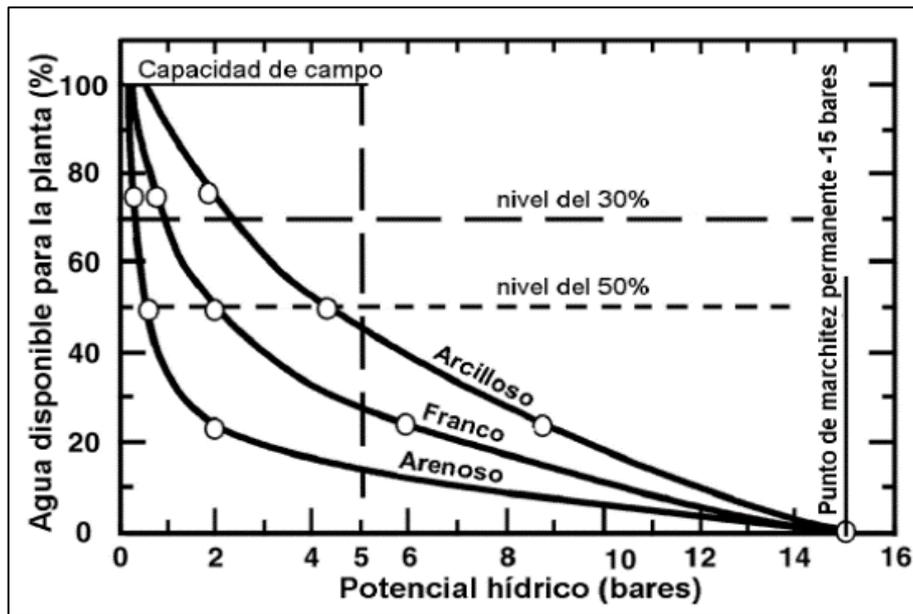
**Tabla 1.** Propiedades físicas del suelo relacionadas con la retención de humedad (Fuentes, 1999).

Textura	Porosidad %	Densidad aparente t/m <sup>3</sup>	Capacidad de campo % en peso	Punto de marchitamiento % en peso	Humedad disponible		
					% en peso	% en volumen	cm/m
Arenoso	38 (32-42)	1.65 (1.55-1.80)	9 (6-12)	4 (2-6)	5 (4-6)	8 (6-10)	8 (7-10)
Franco- arenoso	43 (40-47)	1.50 (1.40-1.60)	14 (10-18)	6 (4-8)	8 (6-10)	12 (9-15)	12 (9-15)
Franco	47 (43-49)	1.40 (1.35-1.50)	22 (18-26)	10 (8-12)	12 (10-14)	17 (14-20)	17 (14-19)
Franco- arcilloso	49 (47-51)	1.35 (1.30-1.40)	27 (23-31)	13 (11-15)	14 (12-16)	19 (16-22)	19 (17-22)
Arcillo- arenoso	51 (49-53)	1.30 (1.25-1.35)	31 (27-35)	15 (13-17)	16 (14-18)	21 (18-23)	23 (18-23)
Arcilloso	53 (51-55)	1.25 (1.20-1.30)	35 (31-39)	17 (15-19)	18 (16-20)	23 (20-25)	23 (20-25)

### 2.12. CURVA DE RETENCIÓN DE HUMEDAD

La curva de la relación entre la tensión de humedad del suelo y el contenido de humedad del suelo se llama curva de retención de humedad o de las características de humedad del suelo; esta relación es importante en los estudios de la humedad del movimiento del suelo y la cantidad y la disponibilidad de humedad del suelo para el crecimiento vegetal. Si la tensión se expresa como el valor logarítmico de cm de agua, la

gráfica se conoce como una curva pF; para cada tipo de suelo el pF característica de la curva puede ser desarrollado (Carpena y Ritter, 2005).



**Figura 4.** Diagrama con curvas características del contenido de humedad y tensión para suelos arenosos, arcillosos y francos (Edward, 2010).

Existe diferentes unidades para medir la succión, Gómez (2009) menciona que Schofield en 1935 propuso la escala pF, la cual es el logaritmo de la succión expresada en cm de agua; esta escala es análoga a la del pH y es diseñada para evitar números largos.

**Tabla 2.** Factores de conversión para la energía de agua en el suelo, Townend *et al.* (2000).

-1 kPa	-1 J/kg
	-0,01 bar
	-10 hPa
	-10,2 cm H <sub>2</sub> O a 20°C
	-0,75 cm Hg
pF	Log <sub>10</sub> (-cm H <sub>2</sub> O a 20°C)

Unidades: J = joule; Hg = mercurio; hPa = hectopascal

Según Carpena y Ritter (2005), las curvas de retención de humedad se utilizan para:

- Determinar un índice de la humedad disponible en el suelo (la porción de agua que puede ser absorbido fácilmente por las raíces de las plantas) y clasificar los suelos.

- Para determinar el espacio poroso drenable (espacio poroso efectivo, porosidad efectiva, rendimiento específico).
- Para comprobar los cambios en la estructura de un suelo, causada por la labranza, la mezcla de suelo capas, etc.
- Para determinar la relación entre la tensión de humedad del suelo y propiedades físicas de un suelo (por ejemplo, la conductividad capilar, conductividad térmica, arcilla y contenido de materia orgánica).

### III. MATERIALES Y MÉTODOS

#### 3.1. UBICACIÓN DEL EXPERIMENTO

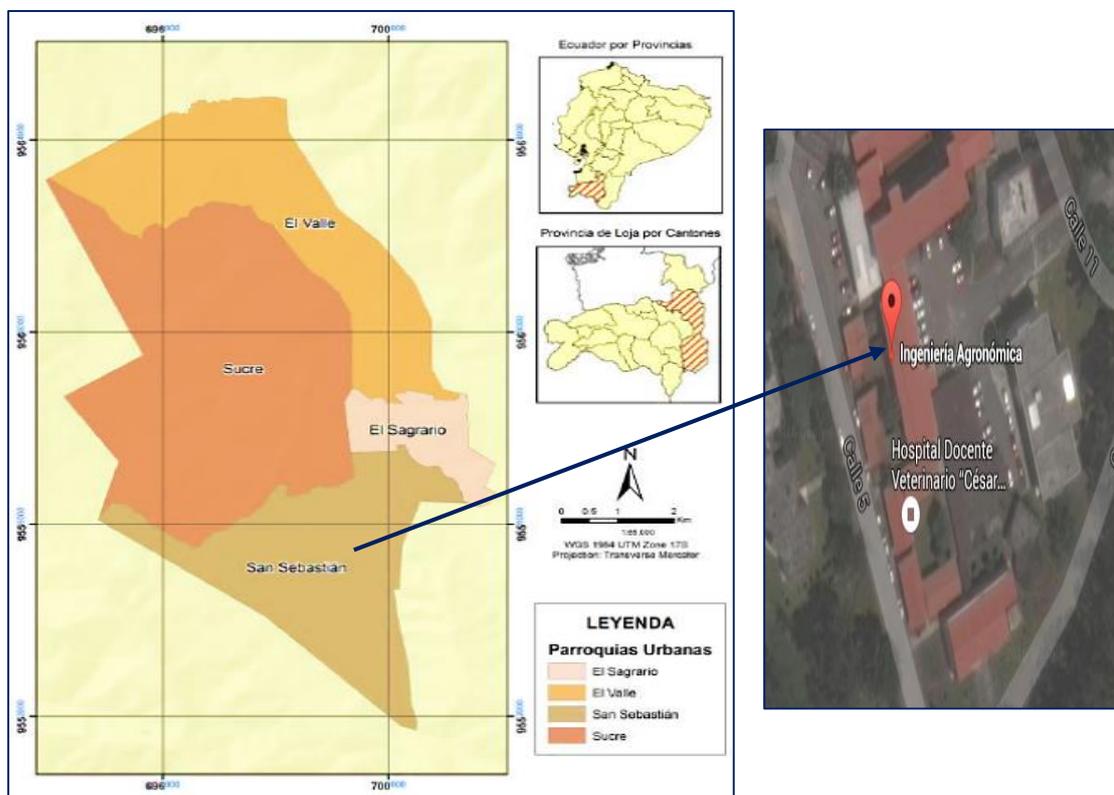
##### 3.1.1. Ubicación política

El trabajo experimental se desarrolló en el invernadero del Área Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables de la Universidad Nacional de Loja, parroquia San Sebastián, cantón y provincia de Loja.

##### 3.1.2. Ubicación geográfica

El trabajo experimental se ubicó en las siguientes coordenadas:

- Longitud: 0699450 UTM
- Latitud: 9553737 UTM
- Altitud: 2163 msnm.



**Figura 5.** Mapa de la República del Ecuador, Provincia de Loja, parroquia San Sebastián - Universidad Nacional de Loja, carrera de Ingeniería Agronómica.

**Fuente:** Universidad Nacional de Loja – Geología

## **3.2. MATERIALES**

### **3.2.1. Materiales utilizados en el invernadero**

Bolsas de polietileno de 15,24 cm x 20,32 cm, sustrato, semillas de café var. Caturra, regaderas, termohigrómetro, tensiómetro, libreta de campo, regla milimetrada, calibrador digital, polisombra 50 % (malla), esmalte incoloro, cámara fotográfica.

### **3.2.2. Equipos y Materiales de laboratorio**

Microscopio óptico, porta objetos, cubre objetos, acetona 80 %, balanza de precisión 0.1 mg y tres decimales, estufa, vaso de precipitación, probetas, pipetas, bolsas de papel.

### **3.2.3. Equipos y Materiales de oficina**

Computadora, impresora, papel bond, software Statgraphics.

## **3.3. METODOLOGÍA**

### **3.3.1. Diseño experimental**

Se utilizó un diseño muestral probabilístico con cuatro bloques, en donde cada bloque representó un tratamiento; este diseño se utilizó considerando a cada bloque de tratamiento como una población, cuyos resultados obtenidos por el muestreo se generalizaron para toda la población (Briones, 1998; Miranda, 2011). (Figura 6).

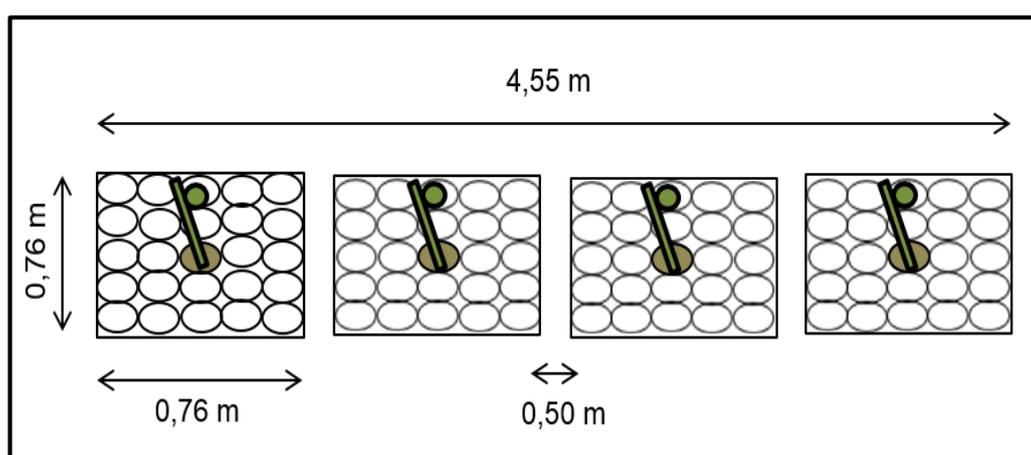
### 3.3.1.1. Descripción de los Tratamientos

**Cuadro 1.** Descripción de los tratamientos referente a los diferentes niveles de humedad del sustrato.

Nº	TRATAMIENTO	CÓDIGO
1	Humedad 10 – 15 cb	H1
2	Humedad 25 – 30 cb	H2
3	Humedad 40 – 45 cb	H3
4	Humedad 55 – 60 cb	H4

Los tratamientos que se definió en la presente investigación se basaron en la fundamentación teórica que establece (Jiménez, 2016), que para un suelo de textura media, la capacidad de campo se alcanza a los 0,1 bars o 10 cb; cuyo argumento es válido para el sustrato empleado en la investigación, debido a que según el análisis de laboratorio corresponde a una textura franco-arenoso; mientras que el nivel extremo se definió considerando que la planta puede soportar hasta una tensión de humedad equivalente a 60 cb, sin mostrar disminuciones significativas en su desarrollo fenológico (Pizarro, 1990).

### 3.3.1.2. Croquis del Diseño Experimental



**Figura 6.** Croquis del diseño muestral probabilístico con cuatro bloques, tomando como muestra 5 plántulas por cada uno de los tratamientos, Loja, 2016.

### 3.3.1.3. Unidad Experimental

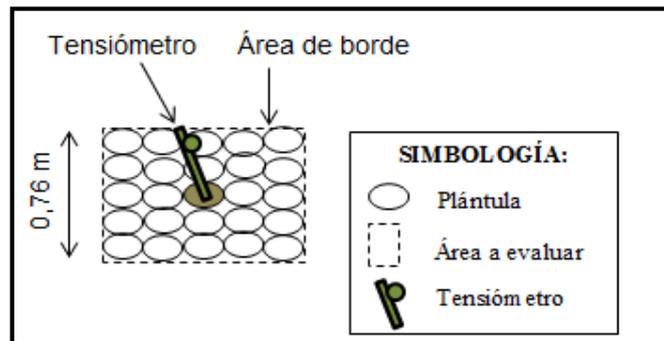


Figura 7. Diseño experimental del ensayo

### 3.3.1.4. Hipótesis Estadística

**H<sub>0</sub>:** El efecto de las cuatro tensiones de humedad del sustrato en el crecimiento y fisiología de las plántulas es igual al nivel de significancia de 5%.

**H<sub>1</sub>:** El efecto de las cuatro tensiones de humedad del sustrato en el crecimiento y fisiología de las plántulas son diferentes al nivel de significancia de 5%.

## 3.3.2. METODOLOGÍA GENERAL

### 3.3.2.1. Selección de la semilla

Se utilizó semilla de café variedad caturra de la cosecha del año 2014, la cual fue seleccionada de los lotes de producción de productores de la parroquia Yangana.

### 3.3.2.2. Siembra en el semillero

Se realizó la siembra en sustrato de tierra fina y arena colocando la semilla con la parte plana hacia abajo y a una profundidad de 1,5 cm (INIAP, 1993), se la cubrió con tierra fina y finalmente con material vegetal.

### **3.3.2.3. Preparación del sustrato para las bolsas**

Se procedió a preparar el sustrato en una proporción 3:1 (tres partes de tierra agrícola y una de humus) esta mezcla permitió obtener un sustrato con las características tanto físicas y químicas requeridas para el buen desarrollo de las plántulas de café (Duicela *et al.*, 2006) (Anexo 1.)

### **3.3.2.4. Trasplante**

Cuando las plántulas se encontraban en estado de chapola se procedió a realizar el trasplante en bolsas de polietileno negro de 15,24 cm x 20,32 cm (Duicela *et al.*, 2006), las cuales se llenaron previamente con el sustrato preparado.

Las bolsas se colocaron dentro del invernadero a una temperatura media aproximada de 18-28 °C lo cual está dentro del rango recomendado en temperatura para café (Arcila *et al.*, 2007), sobre las cuales se colocó una estructura con malla de polisombra al 50% de luz, según características del fabricante.

### **3.3.2.5. Riego**

Para determinar la dosis de agua necesaria para lograr el nivel de humedad de los diferentes tratamientos, se procedió de la siguiente manera:

#### **3.3.2.5.1. Calibración del tensiómetro SOILMOISTURE TENSIMETER 12" SIZE (30 cm)**

Para ello se llenó de agua destilada el tubo de depósito del tensiómetro sin que queden espacios de aire (burbujas), se tapó y se colocó en un recipiente con agua por un lapso de 24 horas para que la capsula porosa se sature y la aguja del manómetro marque 0.

### 3.3.2.5.2. Determinación del contenido de humedad del sustrato en base a peso.

Para determinar el contenido de humedad del sustrato se utilizó el método gravimétrico, realizándose de la siguiente manera:

- En un recipiente con hoyos se colocó una muestra del sustrato utilizado en las bolsas.
- Se procedió a saturarlo con agua.
- Se colocó el tensiómetro dentro del sustrato y se tomaron 3 muestras de 100 g (peso húmedo,  $W_m$ ) cuando el manómetro marcaba 10cb, 15cb, 25cb, 30cb, 40cb, 45cb, 55cb y 60cb.
- Se colocó las muestras en la estufa a 105 °C por un lapso de 24 horas (peso constante), al término de este tiempo se las peso y se determinó el peso seco ( $W_{ss}$ ).
- Con los datos obtenidos se determinó el contenido de humedad en base a peso mediante la siguiente fórmula:

$$CH (\%) = \frac{W_m}{W_{ss}} * 100$$

**En donde:**

CH = contenido de humedad

$W_m$  = peso de la muestra húmeda

$W_{ss}$  = peso de la muestra seca

La diferencia entre peso seco y húmedo expresado como porcentaje sobre suelo seco es el contenido de humedad en el momento de muestreo.

### 3.3.2.5.3. Medición de la longitud radical para cada tratamiento

Se extrajo una plántula de cada tratamiento y se midió la longitud de la raíz al primer momento de evaluación (33 días después del trasplante (DDT)), realizando el mismo proceso para el segundo (63 DDT), el tercero (93 DDT) y el cuarto momento de evaluación (123 DDT).

### 3.3.2.5.4. Cálculo de la densidad aparente del sustrato utilizado

La densidad aparente del sustrato se la determinó mediante el Método del Cilindro expresándose el dato en  $\text{g/cm}^3$  (Luters y Salazar, 2000), para ello se realizó el procedimiento siguiente:

- Se introdujo el cilindro en la porción del sustrato a muestrear, teniendo precaución de introducir completamente el cilindro y hacerlo de forma que se disturbe lo menos posible la muestra.
- Se retiró el cilindro lleno con sustrato, se enrasaron sus bordes, se colocó en una bolsa plástica y se selló para llevarlo al laboratorio.
- Se colocó el cilindro con la muestra de sustrato a secar en la estufa a  $105^{\circ}\text{C}$  durante 24 horas, al cabo de las cuales se retiró el cilindro de la estufa, se dejó enfriar y se pesó ( $P_t$ ), se retiró el suelo del cilindro y se pesó ( $P_c$ ), los datos obtenidos permitieron calcular la masa (g) mediante la siguiente fórmula:

$$\text{masa} = P_t - P_c$$

**En donde:**

$P_t$  = peso total

$P_c$  = peso del cilindro

- Se registró la altura del cilindro (h) y su radio (r) con los cuales se calculó el volumen (cm<sup>3</sup>) del mismo, utilizándose la siguiente fórmula:

$$V = \pi * r^2 * h$$

**En donde:**

V = volumen

r = radio

h = altura

- Obtenida la masa (g) y el volumen del cilindro (cm<sup>3</sup>) se procedió a calcular la densidad aparente del sustrato, empleando la siguiente fórmula (Luters y Salazar, 2000):

$$da = \frac{Ms}{Vtotal}$$

**En donde:**

da = densidad aparente del sustrato

Ms = masa seca

Vtotal = volumen total (cilindro)

### **3.3.2.5.5. Determinación de la lámina de agua a aplicarse por tratamiento**

Obtenido el CH (%) y la profundidad radical, se procedió a determinar la lámina de riego para cada tratamiento y para cada momento de evaluación, a partir de la siguiente fórmula:

***Fórmula general:***

$$\mathbf{Lam} = \frac{CH\% (peso)}{100} * \frac{da}{da\ agua} * profundidad\ radical$$

**En donde:**

Lam = lámina de agua

da = densidad aparente del sustrato

da (agua) = 1g/cm<sup>3</sup>

***Fórmula específica:***

$$\mathbf{Lam\ (10cb - 15\ cb)} = \frac{CH(10cb) - CH(15cb)}{100} * da * profundidad\ radical$$

**En donde:**

Lam = lámina de agua

CH = contenido de humedad

da = densidad aparente del sustrato

da (agua) = 1g/cm<sup>3</sup>

Una vez determinada la lámina de agua para cada una de las tensiones: 10cb, 15cb, 25cb, 30cb, 40cb, 45cb, 55cb y 60cb, se procedió a realizar una resta entre la lámina de agua de cada tensión de humedad, según los tratamientos, determinando la lámina que se debería aplicar para mantener el sustrato en un nivel de humedad con un rango de 10-15 cb; 25-30 cb; 40-45 cb y 55-60 cb (Anexo 3).

Obtenida la dosis de riego para cada tratamiento: nivel 1: 10cb-15cb; nivel 2: 25cb-30cb; nivel 3: 40cb-45cb y nivel 4: 55cb-60cb, se transformó ésta a volumen (ml), previo el cálculo de la superficie de la bolsa (Anexo 3), para ello se utilizaron las siguientes fórmulas:

$$V = S * Lam (10 cb - 15 cb)$$

$$S = \frac{\pi * D^2}{4}$$

**En donde:**

V = volumen

S = superficie de la funda

Lam = lámina de agua

D = diámetro de la bolsa

Siempre se mantuvo los rangos de humedad en cada tratamiento, mediante la aplicación de las dosis de riego con frecuencia variable indicada por el tensiómetro que se mantuvo en cada unidad experimental.

La recuperación de agua se lo realizó cuando el tensiómetro marcaba el nivel máximo según cada tratamiento, es decir, cuando el tensiómetro en el tratamiento CH1: 10-15 cb, marcaba 15 cb, se procedía a aplicar uniformemente sobre la bolsa el volumen de agua calculado según la profundidad radical.

#### **3.3.2.5.6. Volumen de agua total utilizado en cada tratamiento**

Al finalizar el periodo experimental se determinó el volumen de agua total utilizado, para ello se registró el volumen y el número de veces que se reponía agua en cada uno de los tratamientos, las cuales estuvieron en función de las condiciones ambientales del invernadero y las lecturas marcadas por el tensiómetro.

#### **3.3.2.5.7. Procesamiento de datos**

Los datos se procesaron mediante análisis de varianza simple, con la utilización del programa estadístico Statgraphics y Microsoft Excel 2013.

### 3.3.3. METODOLOGÍA PARA EL PRIMER OBJETIVO

*“Comparar el crecimiento de plántulas de café en cuatro niveles de humedad”.*

Las variables que se evaluaron para el cumplimiento de este objetivo fueron las siguientes:

#### 3.3.3.1. Altura de la plántula

La altura de la plántula se evaluó cada 30 días mediante la utilización de una regla milimetrada, la medición se la realizó a partir del cuello de la planta hasta el ápice de la hoja, el dato obtenido se lo expreso en centímetros (cm).

#### 3.3.3.2. Diámetro del tallo

Para realizar la medición del diámetro del tallo se utilizó un calibrador digital, tomando el dato en el cuello de las plántulas, expresándose el dato en milímetros (mm), evaluándose cada 30 días.

#### 3.3.3.3. Área foliar

Para determinar el área foliar, se utilizó las medidas lineales de las hojas, largo y ancho máximo de las mismas, expresándose el dato en cm<sup>2</sup>. La fórmula para calcular el Área Foliar fue la siguiente (Soto, 1980):

$$AF = 0,64 * (Lh * Ah) + 0,49$$

**En donde:**

AF = área foliar

Lh = largo máximo de la hoja

Ah = ancho máximo de la hoja

#### **3.3.3.4. Masa seca de la parte aérea y radical**

Se prepararon las muestras de la parte aérea y radical, se procedió a cortar en la base del cuello de la planta, se etiquetó cada una de las muestras, se las ingresó a la estufa a una temperatura de 75 °C por un lapso de 72 horas y finalmente se pesó la parte aérea que comprendió el tallo y hojas y la parte radical la raíz expresándose el dato en gramos (g). La determinación de esta variable se la realizó al final de la fase experimental ya que es un método destructivo.

#### **3.3.3.5. Masa seca total**

Se lo determinó sumando los pesos de la parte aérea y radical de la planta, expresando los datos en gramos (g).

### **3.3.4. METODOLOGÍA PARA EL SEGUNDO OBJETIVO**

*“Comparar indicadores fisiológicos en plántulas de café con cuatro niveles de humedad”.*

Las variables que se evaluaron para el cumplimiento de este objetivo fueron las siguientes:

#### **3.3.4.1. Densidad estomática**

Para determinar la densidad estomática, se aplicó la técnica de la impronta; la cual consistió en colocar una fina capa de esmalte para uñas transparente en un área pequeña del envés de la hoja, después que el esmalte se secó en aproximadamente 90 s, la capa fue removida y montada en un portaobjetos. Se tomaron dos muestras de cada hoja en la región de la parte central entre las venas secundarias, se observó los estomas en el microscopio OLYMPUS BX41 con un aumento de 10X y mediante el uso del programa Anfinity Analyze 5.0 se

procedió a fotografiar los estomas marcando tres cuadros de 1000 um (1 mm) cada uno siendo esta el área de conteo, expresándose el dato en número de estomas por mm<sup>2</sup> (Barrientos *et al.*, 2003).

#### **3.3.4.2. Apertura estomática**

Siguiendo la misma técnica para la densidad estomática Se lo determinó mediante la técnica de la impronta, cuya metodología se detalla en la variable de densidad estomática, expresándose los datos en micras.

#### **3.3.4.3. Contenido Relativo de Agua (CRA)**

Al final del experimento se determinó el CRA, mediante la técnica de Turner, siguiendo los siguientes pasos:

Se tomaron 6 hojas por tratamiento de las plantas evaluadas a las cuales se las pesó determinándose el peso fresco (PF), se las colocó en un recipiente con agua por 24 horas, al término de este tiempo se pesó registrándose el peso de hojas turgentes (PT), seguidamente se colocaron las hojas en la estufa a 75°C por 24 horas obteniéndose el peso seco (PS) (Villalobos *et al.*, 1990) y finalmente se aplicó la siguiente fórmula:

$$CRA (\%) = \left[ \frac{PF - PS}{PT - PS} \right] * 100$$

**En donde:**

CRA = contenido relativo de agua

PF = peso fresco

PS = peso seco

PT = peso turgente

#### **3.3.4.4. Contenido de clorofila**

Para determinar el contenido de clorofila se utilizó el siguiente protocolo de Análisis de Clorofila por Espectrofotometría (Rodés y Collazo, 2006).

##### **3.3.4.4.1. Tratamiento de la muestra**

Se tomaron hojas totalmente sanas, las cuales se lavaron y secaron, para luego cortar secciones sin nervadura.

##### **3.3.4.4.2. Extracción de pigmentos**

Se pesó 0,5 gramos de hoja introduciéndose la muestra en un tubo de ensayo con 6 ml de etanol al 90 % de modo que los segmentos quedaron sumergidos en el solvente orgánico, posteriormente se llevó a la incubadora por 20 min a baño maría a 80°C para que los pigmentos fotosintéticos (clorofilas) salgan al exterior y se disuelvan en el solvente, al culminar este tiempo los segmentos quedan totalmente decolorados y el solvente de color verde.

Los tubos de ensayo se envolvieron en papel aluminio para evitar la penetración de los rayos solares, finalmente se sacaron los restos de la muestra de los tubos y se filtró o centrifugo. En todos los procesos antes mencionados se trabajó siempre con luz tenue.

##### **3.3.4.4.3. Cuantificación de los pigmentos**

Se tomó 1 ml del sobrenadante de cada uno de los extractos y se diluyó hasta 10 ml con el solvente utilizado y se midió en el espectrofotómetro a longitud de onda deseada. El blanco fue el solvente utilizado, el cual se mantuvo completamente cerrado para evitar que se volatilice.

Según Mackinney (1941), las ondas para medir la cantidad la absorbancia es 645 y 663 nm, de igual manera se utilizaron las fórmulas siguientes:

$$Ca \left( \frac{ml}{gr} \right) = [(12.7 * A_{663}) - (2.69 * A_{645})] * \frac{\text{volúmen del extracto (ml)}}{\text{peso de la hoja (gr)}}$$

$$Cb \left( \frac{ml}{gr} \right) = [(22.9 * A_{645}) - (4.68 * A_{663})] * \frac{\text{volúmen del extracto (ml)}}{\text{peso de la hoja (gr)}}$$

$$C_{total} \left( \frac{ml}{gr} \right) = [(20.2 * A_{645}) + (8.02 * A_{663})] * \frac{\text{volúmen del extracto (ml)}}{\text{peso de la hoja (gr)}}$$

## IV. RESULTADOS

### 4.1. Densidad aparente del sustrato

En base a pruebas de laboratorio se determinó que la densidad aparente del sustrato utilizado fue de  $0,92 \text{ g/cm}^3$ , aplicando la fórmula: masa seca del sustrato (88,09 g) sobre el volumen total del cilindro ( $95,81 \text{ cm}^3$ ).

### 4.2. Lámina de riego aplicada por tratamiento

El volumen de riego (ml) que se describe a continuación se aplicó uniformemente sobre la superficie de la bolsa, considerando que la superficie fue de  $182,4 \text{ cm}^2$  (Anexo 3).

Tratamientos	Lam de riego (cm)	Volumen (ml)	Días después del trasplante (DDT)
H1	0,125	22,8	33 DDT
H2	0,099	18,0	
H3	0,084	15,3	
H4	0,054	9,8	
H1	0,173	31,6	63 DD
H2	0,129	23,5	
H3	0,103	18,8	
H4	0,062	11,4	
H1	0,260	47,4	93 DDT
H2	0,197	35,9	
H3	0,155	28,2	
H4	0,096	17,4	
H1	0,346	63,2	133 DDT
H2	0,265	48,4	
H3	0,212	38,8	
H4	0,133	24,2	

#### **4.3. Volumen de agua total utilizado por tratamiento durante la fase experimental (123 DDT), en función de las condiciones climáticas del invernadero y las lecturas del tensiómetro.**

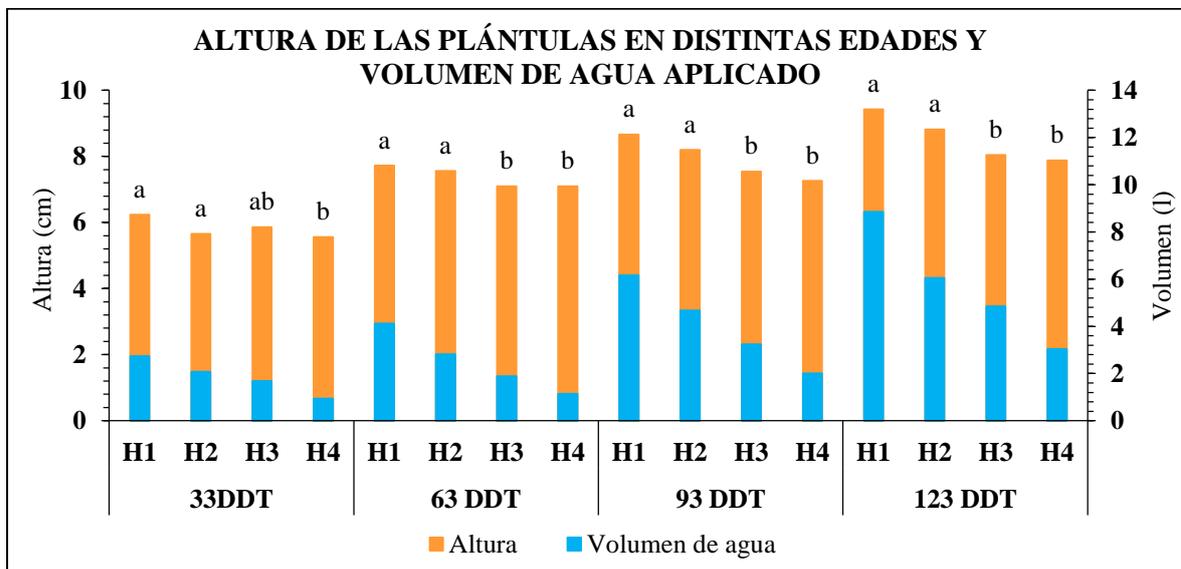
Dentro del tratamiento H1: 10-15 cb, durante la fase experimental (123 DDT) se aplicó un volumen de agua de 21,85 litros por las 5 plántulas evaluadas; en el tratamiento H2: 25-30 cb, se aplicó un volumen de 15,61 litros; en el tratamiento H3: 40-45 cb se aplicó un volumen de 11,65 litros y en el tratamiento H4: 55-60 cb se aplicó un volumen de 7,11 litros (Anexo 4); permitiendo un ahorro de agua de 6,24 litros en las 5 plántulas entre el tratamiento H1 y H2, sin ocasionar un retrasos en el crecimiento y fisiología de las plántulas, dentro de las variables evaluadas.

Durante la fase experimental (123 DDT) se aplicó un volumen de agua total en las 20 plántulas restantes de cada tratamiento, siendo así que en el tratamiento H1 se aplicó un volumen de 437,01 litros; en el tratamiento H2 se aplicó un volumen de 312,17 litros; en el tratamiento H3 se aplicó un volumen de 232,91 litros y finalmente en el tratamiento H4 se aplicó un volumen de 142,13 litros (Anexo 4); permitiendo un ahorro total de agua de 124,83 litros en las 20 plántulas entre el tratamiento H1 y H2; y de 90,78 litros entre el tratamiento H3 y H4.

#### 4.4. Altura de las plántulas

El tratamiento H1 logró un mayor crecimiento en cuanto a la altura, seguido del tratamiento H2 y H3 en el primer momento (33 DDT); los valores menores se presentaron en el tratamiento H4; sin embargo para los tres momentos posteriores se presentó un mismo comportamiento, el mayor crecimiento en altura se presentó en el tratamiento H1 seguido por el tratamiento H2; los menores valores se presentaron en el tratamiento H3 y H4; existiendo diferencia significativa en los tratamientos H1 y H2 en comparación con los tratamientos H3 y H4, (Figura 8; Anexo 5).

El volumen de agua acumulado (l) en las plántulas evaluadas en cada uno de los tratamientos, se incrementó en función de la profundidad radical, aplicándose un mayor volumen en el tratamiento H1 y un menor volumen en el tratamiento H4 durante los cuatro momentos de evaluación, (Figura 8; Anexo 4).

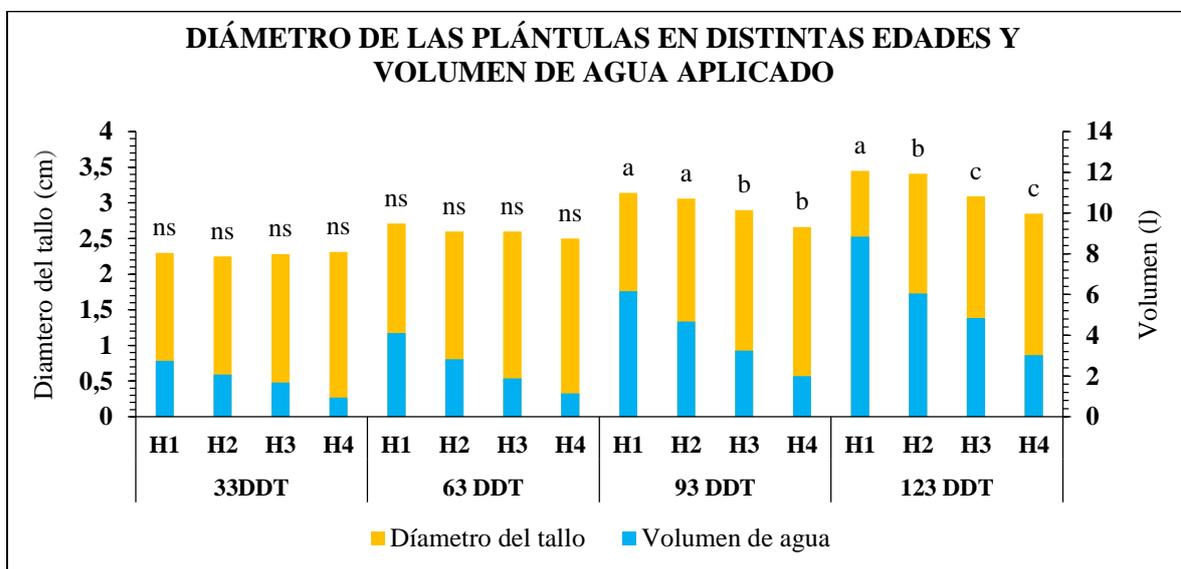


**Figura 8.** Efecto de cuatro niveles de humedad del sustrato en la altura de plántulas de café y volumen de agua aplicado, a los 33, 63, 93 y 123 DDT, Loja, 2016.

#### 4.5. Diámetro del tallo

En lo referente al diámetro del tallo de las plántulas, durante los dos primeros momentos de evaluación (33 y 63 DDT), no se presentaron diferencias significativas entre los cuatro tratamientos H1, H2, H3 y H4; para el tercer momento de evaluación (93 DDT) los mayores valores se presentaron en el tratamiento H1 seguido por el tratamiento H2; los menores valores se presentaron en los tratamientos H3 y H4 consecutivamente; en el cuarto momento de evaluación (123 DDT) los mayores valores se presentaron en el tratamiento H1, existiendo diferencias significativas entre los tratamientos H1 y H2; mientras que no existieron diferencias significativas entre los tratamientos H3 y H4, (Figura 9) (Anexo 6).

El volumen de agua acumulado (l) en las plántulas evaluadas en cada uno de los tratamientos, se incrementó en función de la profundidad radical, aplicándose un mayor volumen en el tratamiento H1 y un menor volumen en el tratamiento H4 durante los cuatro momentos de evaluación, (Figura 9; Anexo 4).

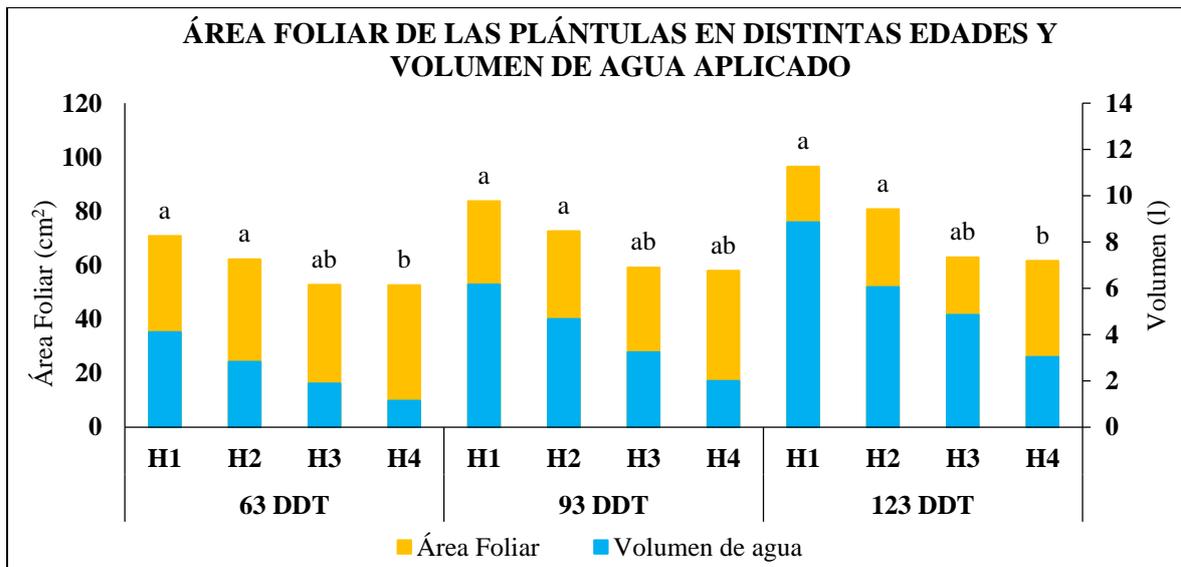


**Figura 9.** Efecto de cuatro niveles de humedad del sustrato en el diámetro del tallo de plántulas de café y volumen de agua aplicado, a los 33, 63, 93 y 123 DDT, Loja, 2016.

#### 4.6. Área foliar de las plántulas

En los tres momentos de evaluación (33 DDT, 63 DDT y 93 DDT) el comportamiento fue similar; el tratamiento H1 logró un mayor crecimiento en cuanto al área foliar en los tres momentos de evaluación, seguido del tratamiento H2; los menores valores se presentaron en los tratamientos H3 y H4; los tratamientos H1, H2 y H3 no se diferenciaron significativamente entre sí; el tratamiento H4 fue diferente que los tratamientos H1 y H2, (Figura 10) (Anexo 7).

El volumen de agua acumulado (l) en las plántulas evaluadas en cada uno de los tratamientos, se incrementó en función de la profundidad radical, aplicándose un mayor volumen en el tratamiento H1 y un menor volumen en el tratamiento H4 durante los tres momentos de evaluación (Figura 10; Anexo 4).

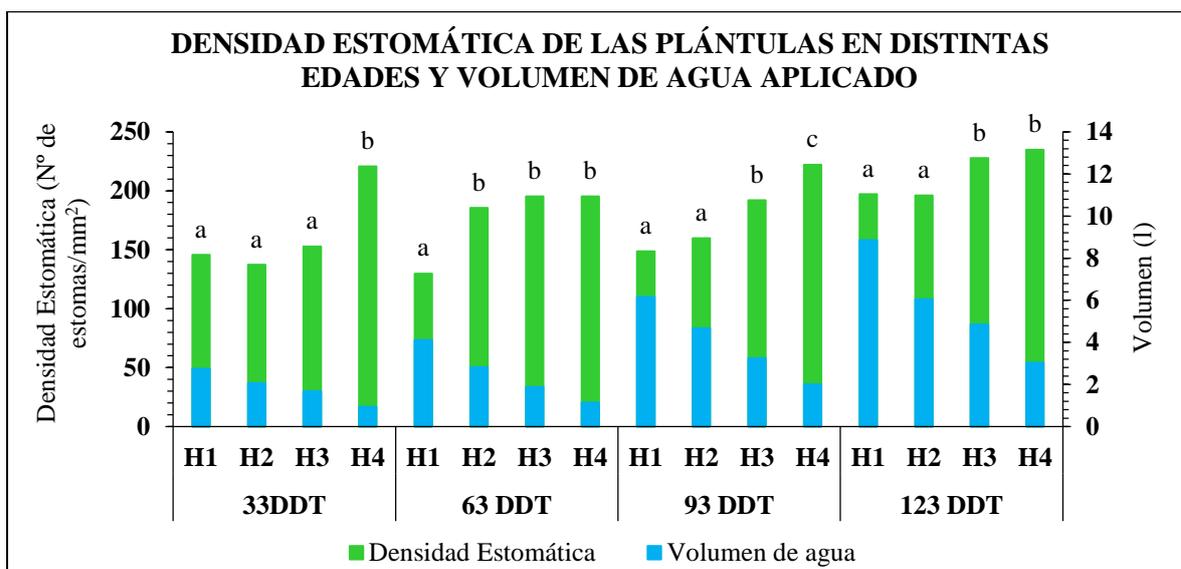


**Figura 10.** Efecto de cuatro niveles de humedad del sustrato en el área foliar de plántulas de café y volumen de agua aplicado, a los 63, 93 y 123 DDT, Loja, 2016.

#### 4.7. Densidad estomática

El tratamiento H4 logró una mayor densidad estomática por mm<sup>2</sup> durante el primer momento de evaluación (33 DDT); los menores valores se presentaron en los tratamientos H1, H2 y H3, los mismos que no se diferenciaron significativamente entre sí. Al segundo momento de evaluación (63 DDT) los tratamientos H2, H3 y H4 presentaron los mayores valores, los cuales no se diferenciaron significativamente entre sí; los valores menores se presentaron en el tratamiento H1. Al tercer momento de evaluación (93 DDT) el tratamiento H4 se diferenció significativamente del tratamiento H3 en los cuales consecutivamente se presentaron los mayores valores; en los tratamientos H1 y H2 no se presentaron diferencias significativas. Al cuarto momento de evaluación (123 DDT) los mayores valores se lograron en los tratamientos H3 y H4 los cuales se diferencian significativamente de los tratamientos H1 y H2 que presentan los menores valores, (Figura 11) (Anexo 8).

El volumen de agua acumulado (l) en las plántulas evaluadas de cada uno de los tratamientos, se incrementó en función de la profundidad radical, aplicándose un mayor volumen en el tratamiento H1 y un menor volumen en el H4 durante los cuatro momentos de evaluación (Figura 11; Anexo 4).

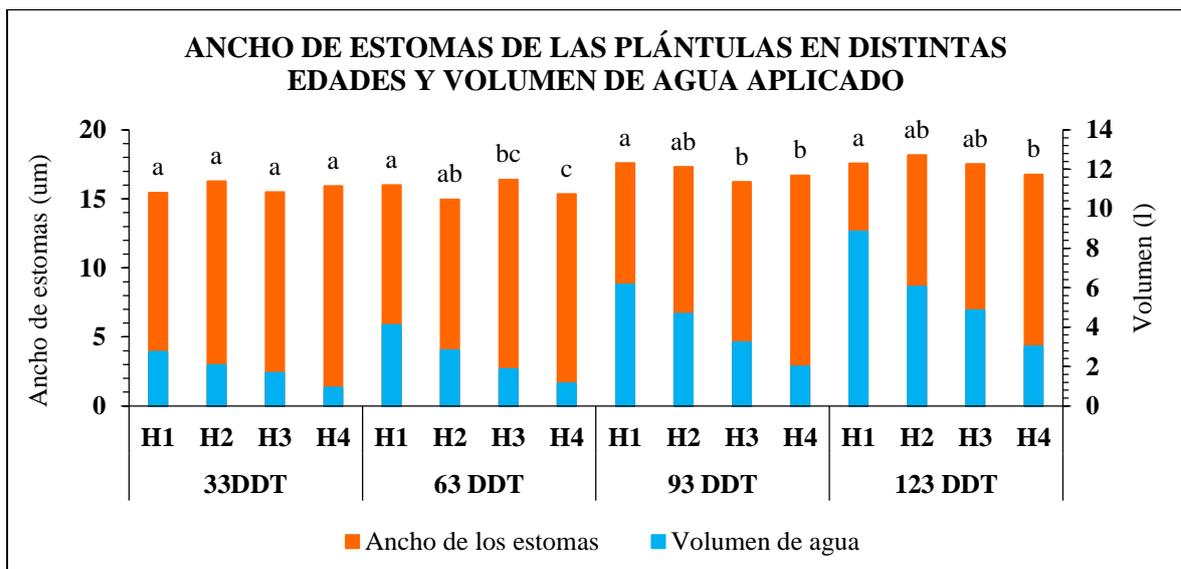


**Figura 11.** Efecto de cuatro niveles de humedad del sustrato en la densidad estomática de plántulas de café y volumen de agua aplicado, a los 33, 63, 93 y 123 DDT, Loja, 2016.

#### 4.8. Ancho de los estomas

En cuanto al ancho de los estomas en el primer momento de evaluación (33 DDT) no se presentan diferencias significativas entre los cuatro tratamientos; al segundo momento de evaluación (63 DDT) los mayores valores se presentaron en los tratamientos H3 y H1, presentándose diferencias significativas entre sí; los menores valores en los tratamientos H2 y H4 diferenciándose significativamente; al tercer momento de evaluación (93 DDT) los mayores valores se presentaron en los tratamientos H1 y H2 no habiendo diferencias significativas entre sí y los menores valores en los tratamientos H3 y H4 los mismos que no se diferenciaron significativamente, sin embargo se presentó diferencia significativa entre el tratamiento H1 con respecto al H2 y H3; al cuarto momento de evaluación (123 DDT) los mayores valores se presentan en los tratamientos H1, H2 y H3 no habiendo diferencias significativas entre sí, los menores valores en el tratamiento H4, (Figura 12) (Anexo 9).

El volumen de agua acumulado (l) en las plántulas evaluadas en cada uno de los tratamientos, se incrementó en función de la profundidad radical, aplicándose un mayor volumen en el tratamiento H1 y un menor volumen en el tratamiento H4 durante los cuatro momentos de evaluación, (Figura 12; Anexo 4).



**Figura 12.** Efecto de cuatro niveles de humedad del sustrato en el ancho de los estomas de plántulas de café y volumen de agua aplicado, a los 33, 63, 93 y 123 DDT, Loja, 2016.

#### 4.9. Masa seca de la parte aérea y radical

El tratamiento H1 logró un mayor peso en cuanto a masa seca de la parte aérea, seguido de tratamiento H2; el menor valor se presentó en el tratamiento H4. Se presentan diferencias significativas entre los tratamientos H1 y H2 en comparación con los tratamientos H3 y H4. Dentro de la masa seca de la parte radical el tratamiento H1 presentó mayores valores, seguido por el tratamiento H2, los menores valores se presentaron en el tratamiento H4. Pese a la diferencia de datos no se observan diferencias significativas entre los tratamientos H1, H2 y H3 entre sí; el tratamiento H4 se diferencia significativamente de los demás, (Cuadro 1).

**Cuadro 1.** Efecto de cuatro niveles de humedad del sustrato en la masa seca de la parte aérea y radical de plántulas de café al final del período de evaluación, Loja, 2016.

Tratamiento	Masa seca parte aérea (g)	Masa seca parte radical (g)
	123 DDT	123 DDT
H1	0,69 a	0,35 a
H2	0,60 ab	0,30 ab
H3	0,51 bc	0,28 ab
H4	0,48 c	0,26 b

#### 4.10. Masa seca total

El tratamiento H1 logró un mayor peso en cuanto a la masa seca total, seguido del tratamiento H2; los menores valores se presentaron en los tratamientos H3 y H4. Pese a la diferencia de los valores, los tratamientos H1, H2 y H3 no se diferenciaron significativamente entre sí; el tratamiento H4 no se diferenció significativamente del tratamiento H3, (Cuadro 2).

**Cuadro 2.** Efecto de cuatro niveles de humedad del sustrato en la masa seca total de plántulas de café al final del período de evaluación, Loja, 2016.

<b>Masa seca total (g)</b>	
<b>Tratamiento</b>	<b>123 DDT</b>
<b>H1</b>	1,04 a
<b>H2</b>	0,91 a
<b>H3</b>	0,80 ab
<b>H4</b>	0,75 b

#### **4.11. Longitud de la raíz de las plántulas**

El tratamiento H1 logro un mayor crecimiento en cuanto a la longitud de la raíz; seguido por el tratamiento H2; el menor valor se presentó en el tratamiento H4. El tratamiento H1 no se diferenció significativamente del tratamiento H2, pero si se observó diferencias significativas en el tratamiento H1 en comparación con el tratamiento H3 y H4, (Cuadro 3).

**Cuadro 3.** Efecto de cuatro niveles de humedad del sustrato en la longitud de la raíz de plántulas de café al final del período de evaluación, Loja, 2016.

<b>Longitud de la raíz (cm)</b>	
<b>Tratamiento</b>	<b>123 DDT</b>
<b>H1</b>	23,32 a
<b>H2</b>	22,68 ab
<b>H3</b>	20,14 bc
<b>H4</b>	18,62 c

#### **4.12. Contenido relativo de agua de las plántulas (CRA)**

El tratamiento H1 logró un mayor CRA, seguido del tratamiento H2; los menores valores se presentaron en los tratamientos H3 y H4. Pese a la diferencia de los valores, los tratamientos H2, H3 y H4 no se diferenciaron significativamente entre sí, (Cuadro 4).

**Cuadro 4.** Efecto de cuatro niveles de humedad del sustrato en contenido relativo de agua (CRA) de plántulas de café al final del período de evaluación, Loja, 2016.

CRA (%)	
Tratamiento	123 DDT
H1	94,27 a
H2	94,02 ab
H3	86,46 b
H4	78,88 b

#### 4.13. Contenido de clorofila

En cuanto al contenido de clorofila no se presentaron diferencias significativas entre los tratamientos, sin embargo los tratamientos H4 y H3 obtuvieron los mayores valores respectivamente sin diferencias significativas entre sí; los menores valores se presentaron en los tratamientos H1 y H2 no diferenciándose significativamente, lo cual se podría deber a que el incremento del contenido de clorofila no está directamente relacionado con el déficit hídrico, sino que tiene relación directa con el nivel de luminosidad.

## V. DISCUSIÓN

La densidad aparente del sustrato  $0,92 \text{ g/cm}^3$  se considera baja, debido a que el sustrato posee un alto porcentaje de materia orgánica (8,14% = alto) (Anexo 1), dichos resultados concuerdan Thompson y Troeh (2002), quienes mencionan que la mayor parte de las variaciones en la densidad aparente provienen de diferencias en el volumen total de poros; como regla general, los suelos de textura fina tienen mayor porosidad y menor densidad aparente que los suelos arenosos; la materia orgánica hace descender la densidad aparente de dos maneras: en primer lugar, y en equivalencia de volúmenes, es mucho más ligera que la materia mineral; en segundo lugar, incrementa la estabilidad de los agregados del suelo; este último efecto es, con mucho, el más importante en la mayoría de los suelos, pero ambos contribuyen a proporcionar una menor densidad aparente a los suelos ricos en materia orgánica.

El volumen aplicado por plántula fue mayor en el tratamiento H1 en comparación con el tratamiento H4 (Resultado 4.2), esto se debió que en el tratamiento H1:10-15 cb, existió un mayor contenido de humedad en el sustrato, una mayor profundidad radical y por consiguiente un mayor desarrollo en la parte aérea de la plántula, mientras que en el tratamiento H4: 55-60 cb se presentó lo contrario observándose respuestas notorias sobre las variables evaluadas en cada tratamiento, estos resultados coinciden con Álvarez *et al.* (2010), quien en un estudio de láminas y frecuencias de riego en romero (*Rosmarinus officinalis* L.), comprobó que al aplicar bajas láminas de agua (0,6 lámina de agua de la evaporación dentro del invernadero) con mayor frecuencia, se crean condiciones de estrés hídrico prolongado que afectan el desarrollo y rendimiento de la planta, mientras que al aplicar el doble de la lámina con una frecuencia de ocho días la planta absorbe una mayor

cantidad de agua en los primeros días después del riego y hace que la planta sea más eficiente en ella.

En lo que respecta al volumen total en el tratamiento H1:10-15 cb se aplicó un volumen mayor de agua en comparación al tratamiento H2: 25-30 cb (Resultado 4.3), sin embargo, el comportamiento de las variables evaluadas dentro de los dos tratamientos fueron similares, lo que permitiría utilizar el volumen de agua del tratamiento H2 sin ocasionar efectos negativos en el desarrollo, crecimiento y posterior producción de las plántulas, produciendo un ahorro de agua de 6,24 litros; más aún si se considera que el agua es un recurso cada vez más escaso (Fernández y Garcés, 2003).

En lo que se relaciona al volumen de agua utilizado en los dos últimos tratamientos H3 y H4 existió una diferencia de 4,54 litros, pese a esto se evidenció un efecto negativo tanto en el crecimiento y fisiología de las plántulas en los dos tratamientos, dentro de las variables evaluadas; los resultados anteriores concuerdan con Alves *et al.* (2005) en un estudio de láminas de riego en lima ácida Tahití (*Citrus latifolia*) determinaron que el mejor efecto en crecimiento vegetativo se obtuvo el tratamiento T3 (100%), seguido del tratamiento T4 (50%) frente a un T1 (sin riego), obteniéndose como resultado un mayor crecimiento en las plantas.

El agua constituye el principal factor limitante del crecimiento de las plantas en la tierra, actuando como una fuerza selectiva de primer grado para la evolución y distribución de las especies vegetales (Hanson y Hitz, 1982). De acuerdo con los resultados obtenidos en el análisis estadístico realizado con respecto a la altura de las plántulas (Figura 8), se comprobó que existe una influencia significativa en el nivel de humedad del sustrato sobre el crecimiento de las plántulas, es así que los mayores valores se presentaron en los tratamientos H1 y H2 de nivel de humedad del sustrato, presentándose un menor valor en el

tratamiento H4, esto coincide con Méndez *et al.* (2007) quienes registraron que incrementos en las dosis de riego ocasionaron incrementos de la altura de la planta en tres cultivares de algodón (*Gossypium hirsutum*) evaluados.

Mera *et al.* (2006) en un estudio de modelación, considerando la interacción de la radiación, temperatura y precipitación, en maíz y en soya, reportaron que los tres factores presentan un efecto no lineal sobre el rendimiento, así mismo, la interacción de los tres factores puede reducir o alargar el ciclo de las plantas y dificulta el entendimiento de aspectos relacionados con la floración, llenado de grano y época de siembra; no obstante, la interacción radiación – precipitación contribuye significativamente al crecimiento de las plantas.

Según Vera y Sánchez (2013), la altura es importante porque indica el crecimiento ortotrópico de la planta, lo que garantizará la producción en los próximos años. Las plántulas sometidas a estrés hídrico manifiestan síntomas de marchitez en diferentes períodos dependiendo de la especie. Las diferencias en el tiempo de manifestación de los síntomas de marchitez depende de la intensidad y duración del estrés, así como de la fase de crecimiento en que se encuentre la planta (Luna *et al.*, 2012).

En lo que respecta al diámetro del tallo de las plántulas (Figura 9), hasta los 63 DDT no se presentaron diferencias significativas entre los tratamientos, a partir de los 93 DDT los mayores valores se presentaron en los tratamientos H1 y H2 presentándose diferencias significativas entre sí; mientras que los tratamientos H3 y H4 presentaron los menores valores no evidenciando diferencia significativa, esto se debe a que estos tratamientos presentaban déficit hídrico en comparación a los primero manifestándose esta descompensación de agua en el grosor del tallo esto concuerda con Méndez *et al.* (2007) quien menciona que la dosis de agua del 100% en tres cultivares de algodón produjo las

plantas con tallos más gruesos, mientras que la dosis de 40% produjo plantas con un grosor menor de los tallos.

Los resultados obtenidos también coinciden con los obtenidos por Alves *et al.* (2005) en lima Tahití bajo condiciones de campo, estos autores encontraron que las plantas regadas con 100% mostraron una mayor área foliar, un mayor diámetro del tallo y una mayor altura de plantas, mientras que las plantas con 50 % presentaba valores intermedios y las plantas sin riego tuvieron un desarrollo disminuido, probablemente debido a los bajos valores de la conductancia estomática y la asimilación de CO<sub>2</sub>.

En cuanto al área foliar de las plántulas (Figura 10), los tratamientos de H1 y H2 presentaron los mayores valores, mientras que los tratamientos H3 y H4 los menores valores, esto se debe a que en los últimos tratamientos existe mayor dificultad para que la planta tome el agua retenida en los microporos ocasionando así que adopte mecanismos de sobrevivencia como la reducción foliar y el cierre de estomas para evitar una mayor transpiración esto lo sustenta Jaleel *et al.* (2009) quienes determinan que el cierre estomático y la reducción del área foliar son las estrategias de evasión de la sequía más importantes que permiten a las plantas reducir la pérdida de agua, siendo el crecimiento foliar uno de los primeros procesos fisiológicos que es afectado por la sequía (Luna *et al.*, 2012).

Según Vila (2011), las respuestas anteriores a los tratamientos, se explicarían debido a que las plantas mantienen los estomas abiertos para captar CO<sub>2</sub> sin evitar transpirar y si los cierran para ahorrar agua, disminuye la asimilación, lo que se transforma en afectación al crecimiento.

En cuanto a la densidad estomática por mm<sup>2</sup> de las plántulas (Figura 11), se comprobó que la mayor densidad de estomas se presentaron en los tratamientos H3 y H4; mientras que los menores valores se presentaron en los tratamientos H1 y H2, dichos

resultados se justifican según Larramendi (2015), el cual menciona que existe una correlación negativa entre la frecuencia estomática y el área de la hoja lo que significa que el incremento en la radiación solar, lejos de provocar aumento del número de estomas favorece mayor agrupamiento de los mismos, presumiblemente debido al menor tamaño de las hojas.

En las horas del día cuando se registra alta temperatura del aire y la HR es mayor, como ocurre en las plantaciones arborizadas, puede observarse mayor apertura estomática, especialmente cuando el suministro o la disponibilidad de agua no es un factor limitante; en este sentido, los estomas de los árboles del café, pueden responder a las variaciones en relación a la demanda de evaporación en forma independiente del status hídrico foliar (Da Matta y Ramalho, 2006) citado por Larramendi (2015).

En cuanto al ancho de los estomas (Figura 12), se observó que en todas las evaluaciones los tratamientos H1 y H2 presentaron los mayores valores no diferenciándose entre sí; mientras que los menores valores se presentaron en los tratamientos H3 y H4, no habiendo diferencias significativas, dichos resultados pudieran explicarse desde el punto de vista de que al existir un déficit hídrico en los últimos tratamientos los estomas tienden a cerrarse como una manera de no perder turgencia, esto coincide con Taiz y Zeiger (2006), quienes mencionan que un mecanismo de resistencia al déficit hídrico en las plantas a nivel fisiológico es el cierre de estomas, estructuras responsables de la mayor proporción de pérdida de agua en las plantas.

Robles (2007), sostiene que el cierre de los estomas ocurre para la disminución de la pérdida de agua por la hojas, pero también afecta en la reducción de la entrada del CO<sub>2</sub>, lo cual repercute directamente en el proceso fotosintético y, por tanto, en la formación eficiente de fuentes carbonadas necesarias para la nutrición vegetal.

En cuanto a la masa seca de la parte aérea, radical (Cuadro 1) y masa seca total de las plántulas (Cuadro 2), se observó que el tratamiento H1 con mayor contenido de humedad obtuvo los mayores valores, mientras que el tratamiento con menor contenido de humedad H4 obtuvo los menores valores; esto se debería a que según Medrano *et al.* (2007), la producción de biomasa en cualquier cultivo está fuertemente determinada por la cantidad de agua disponible en el suelo. La razón está en que el proceso base de la producción de nueva biomasa (la fotosíntesis) y el del gasto de agua (transpiración) se producen a la vez, y la entrada del dióxido de carbono y la salida del agua utilizan la misma vía, los estomas en las hojas. Cuanto más abiertos están, más fácilmente entra el CO<sub>2</sub> pero también más rápidamente se escapa el agua.

Según Buckeridge (2008), las respuestas anteriores de los tratamientos se explicarían debido a que el CO<sub>2</sub> es utilizado por las plantas para hacer fotosíntesis, que es el proceso por el cual las plantas producen compuestos orgánicos usados para su crecimiento y desarrollo, siendo así que aproximadamente, el 40% de la masa seca de las plantas consiste en carbono fijado mediante la fotosíntesis.

En cuanto a la longitud de la raíz (Cuadro 3), se observó que a los 123 DDT los tratamientos H1 y H2 presentaron los mayores valores, mientras que los menores valores se presentaron en los tratamientos H3 y H4 consecutivamente, estos resultados no coinciden Yepes y Buckeridge (2011), quienes señalan que en un período de sequía, la parte aérea de una planta continuará creciendo hasta que la absorción de agua por los pelos absorbentes de la raíz se torne limitante, la disminución del contenido de agua en las hojas genera una disminución del volumen celular, de la presión de turgencia, esto promueve que las paredes celulares se aflojen, disminuyendo la expansión foliar.

La relación de biomasa raíz: parte aérea, parece estar gobernada por un balance entre el agua absorbida por las raíces y la fotosíntesis de la parte aérea. Esto significa que los productos fotosintéticos que no son usados para el crecimiento foliar son acumulados en las extremidades de las raíces que crecen en busca de agua; Robles (2007), sostiene que la raíz mantiene su velocidad de crecimiento, en tanto que la parte aérea la disminuye.

El no coincidir con estos autores también pudiera deberse a que, al desarrollarse la planta en bolsas y en condiciones controladas las raíces disponen de espacio limitado para extenderse en busca de humedad, Medrano *et al.* (2007), menciona que resulta difícil generalizar en un patrón común la respuesta de las plantas al déficit hídrico, debido a la variedad en duración e intensidad de dicho déficit y a la variedad de modificaciones morfológicas, fisiológicas y de ciclo de vida que existen como caracteres constitutivos de la especie (adaptaciones) y como respuestas a largo (aclimatación) y a corto plazo (regulación).

En cuanto al Contenido Relativo de Agua (CRA) (Cuadro 4), a los 123 DDT los tratamientos H1 y H2 presentaron mayores valores sin diferenciarse significativamente entre sí; los menores valores se presentaron en los tratamientos H3 y H4 respectivamente no presentándose diferencias significativas entre los tratamientos, dichos resultados de los tratamientos se explicarían desde el punto de vista y considerando que el CRA es la expresión que mide el nivel de agua de un tejido respecto al total de agua que este puede almacenar permitiendo conocer el estado hídrico de la planta (Argente *et al.*, 2006); siendo así que Borjas *et al.* (2015) en olivo, mencionan que el CHR está relacionada con la fotosíntesis ya que según, éste proceso está asociada con los niveles de agua en la planta, es así que las plantas que crecen bajo condiciones de estrés hídrico presentan menor fotosíntesis.

Borjas *et al.* (2015), reportan que la reducción del CHR del 96% al 65% indujo un 85% de disminución de la fotosíntesis en el cultivo de olivo; según Luna *et al.* (2012) en el tres especies arbóreas caducifolias, mencionan que el contenido relativo de agua en las hojas (CRAH) en el tratamiento con estrés inducido (CEI) el CHR fue 63% menor con respecto al tratamiento sin estrés inducido (SEI).

En cuanto al contenido de clorofila no se presentaron diferencias significativas entre los tratamientos, lo cual se podría deber a que el incremento del contenido de clorofila no está directamente relacionado con el déficit hídrico, sino que tiene relación directa con el nivel de luminosidad, sin embargo, García y Sánchez (1997) constataron un incremento en el contenido de clorofilas en condiciones de salinidad y de estrés hídrico cuando el potencial hídrico desciende por debajo de un valor umbral (-0,6 MPa) siempre que la iluminación y la presión parcial del CO<sub>2</sub> en el medio no sean limitantes.

## VI. CONCLUSIONES

- El crecimiento, expresado en indicadores como la altura, diámetro del tallo, área foliar, longitud de la raíz, masa seca de las plántulas en todos los tratamientos presentó una relación directa con el contenido de humedad del sustrato, obteniéndose los mejores valores en los tratamientos H1 y H2 consecutivamente.
- Los indicadores fisiológicos tales como ancho de los estomas y contenido relativo de agua mostraron una relación directa, mientras que la densidad estomática mostró una relación inversa como respuesta al nivel de humedad de los tratamientos.
- El crecimiento morfológico presentó una relación negativa con el indicador fisiológico densidad estomática y positiva con el ancho de los estomas y el contenido hídrico relativo.
- El tratamiento H2 mantuvo un menor nivel de humedad en el sustrato en comparación con el tratamiento H1; sin embargo, no se diferenciaron significativamente dentro de las variables de crecimiento y fisiológicas evaluadas, lo que permitiría utilizar el nivel H2 con un volumen de agua menor sin conllevar a la plántula a retardar su crecimiento y a futuro su producción.

## **VII. RECOMENDACIONES**

- Incentivar al desarrollo de trabajos investigativos en café, especialmente en niveles de humedad menores para comprobar el nivel de tolerancia al déficit hídrico y de qué manera afecta este factor en su crecimiento y desarrollo, ya que en cuestión de este tema y para este cultivo se han desarrollado limitadas investigaciones.
- Realizar investigaciones sobre la incidencia del déficit hídrico en las plantas a nivel de campo para determinar su afectación sobre el crecimiento y fisiología.
- Empezar investigaciones de las relaciones hídricas de las plantas con los factores ambientales, en miras de aportar a los estudios de adaptación de los cultivos al cambio climático.

## VIII. BIBLIOGRAFÍA

- Agencia de los Estados Unidos para el Desarrollo Internacional, USAID. 2013. *Café Sustentable; Manual de Buenas Prácticas para la Producción de Café Sustentable*. Oaxaca, México. pp 120.
- Alarcó, A. 2011. Modelo de gestión productiva para el cultivo de café *Coffea arabica* L. en el sur de Ecuador. Universidad Politécnica de Madrid. Escuela Superior de Ingenieros Agrónomos. Departamento de Producción Vegetal. Madrid, ES. pp 11-12.
- Alves, J; Da Silva, C; Ribeiro, R; Da Silva, T y Folegatti, M. 2005. Crescimento de plantas jovens de limeira ácida ‘Tahiti’ sob lâminas de irrigação. *Engenharia Agrícola, Jaboticabal*. Vol 25. No 1. pp 170-178.
- Álvarez, H., J; Balaguera, L., H y Chacón, P., E. 2010. Efecto de la aplicación de diversas láminas y frecuencias de riego en la propagación del romero (*Rosmarinus officinalis* L.). *Ingeniería e Investigación*. Vol 30. No 1. pp 5.
- Álvarez, A. 2013. Plomería vegetal. *Revista Ciencia y Desarrollo en línea*. <http://www.cyd.conacyt.gob.mx/265/articulos/plomeria-vegetal.html>. Fecha de consulta: 01 de diciembre del 2015.
- Andrade, M; Cairo, P y Santos, J. 2015. Relaciones hídricas y fotosíntesis de las plantas jóvenes de café bajo dos regímenes hídricos y diferentes dosis de N y K. *Agrociencia*. Vol 49. No 2. pp 153-161.
- Arcila, P; Farfán, V; Moreno, B; Salazar, G; Hincapié, E. 2007. Sistemas de producción de café en Colombia: Crecimiento y desarrollo de la planta de café. Chinchiná, Cenicafé. pp 309.
- Argentel, L; González, L; Ávila, C; Aguilera, R. 2006. Comportamiento del contenido relativo de agua y la concentración de pigmentos fotosintéticos de variedades de trigo cultivadas en condiciones de salinidad. *Cultivos Tropicales*. Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas. La Habana, Cuba. Vol 27. No 3. pp 49-53.

- Azcón, J y Talón, M. 2000. Transporte de agua y balance hídrico en la planta. Fundamentos de fisiología vegetal. Barcelona: McGraw-Hill Interamericana. pp 45-64.
- Banco Central del Ecuador, BCE. 2014. REPORTE DE COYUNTURA SECTOR AGROPECUARIO. Septiembre 2014. N° 87 - II. ISSN N° 1390 – 0579. pp 75.
- Barrientos, A; Borys, M; López, L y Trejo, C. 2003. Índice y densidad estomática foliar en plántulas de tres razas de aguacatero. Revista Fitotecnia Mexicana. Vol 26. No 4. pp 285–290.
- Beadle, C; Ludlow, M y Honeysett, J. 1993. Water relations. In Photosynthesis and production in a changing environment. Springer Netherlands. pp 113-128.
- Bethke, P y Drew, M. 1992. Stomatal and nonstomatal components to inhibition of photosynthesis in leaves of *Capsicum annuum* during progressive exposure to NaCl salinity. Plant physiology. Vol 99. No 1. pp 219-226.
- Borjas, R; Rebaza, D y Julca, A. 2015. Contenido hídrico de dos variedades de olivo (*Olea europaea* L.) en el Valle de Cañete, Lima-Perú. Scientia Agropecuaria. Vol 6. No 3. pp 147-154.
- Buckeridge, S. 2008. Seqüestro de carbono, cana-de-açúcar e o efeito Cinderela. Versión en línea: <http://www.comciencia.br/comciencia/?section=8&edicao=23&id=258>. Fecha de consulta: 26 de mayo de 2016.
- Briones, G. 1998. Métodos y técnicas de investigación. 3ra. Ed. Imprenta Trillas. ISBN. 9682456584. México. pp 368.
- Cañizares, A; Sanabria, M; Rodríguez, D y Perozo, Y. 2003. Características de los estomas, índice y densidad estomática de las hojas de lima Tahití (*Citrus latifolia* Tanaka) injertada sobre ocho patrones cítricos. Revista Científica UDO Agrícola. Vol 3. No 1. pp 59-64.
- Calvache, M. 2002. MANEJO DEL AGUA: PRINCIPIOS FUNDAMENTALES. VIII Congreso Ecuatoriano de la Ciencia del Suelo. Universidad Central del Ecuador. Quito. pp 28.

- Cambrón, V; España, M; Sánchez, N; Sáenz, C; Vargas, J y Herrerías, D. 2011. Producción de clorofila en *Pinus pseudostrobus* en etapas juveniles bajo diferentes ambientes de desarrollo. Revista Chapingo. Serie ciencias forestales y del ambiente. Vol 17. No 2. pp 253-260.
- Cárdenas, F y Macías, W. 2009. Cafés Especiales Tipos, Productores y Mercado Internacional. Escuela Superior Politécnica del Litoral ESPOL. Guayaquil, Ec. pp 1.
- Carpena, M., R y Ritter, R., A. 2005. Hidrología agroforestal. Madrid, ES: Mundi-Prensa. No. 551.48 M971h. pp 264.
- Centro de Investigaciones en Café, CICAPE. 2011. Guía Técnica para el Cultivo de Café. 1ra ed. Heredia Costa Rica. ISBN 978-9977-55-041-4. pp 72.
- Consejo Cafetalero Nacional COFENAC. 2013. Situación del sector Cafetalero Ecuatoriano, Diagnóstico. pp 71.
- Consejo Nacional Cafetalero, COFENAC. 2014. Sistema Nacional de Innovación y Tecnología Cafetalera. pp 46.
- Cumbícus, E y Jiménez, R. 2012. Análisis Sectorial del Café en la Zona 7 del Ecuador. Tesis. Universidad Técnica Particular de Loja (UTPL). pp 2.
- DaMatta, F; Loos, R; Silva, E; Loureiro, M y Ducatti, C. 2002. Effects of soil water deficit and nitrogen nutrition on water relations and photosynthesis of potgrown *Coffea canephora* Pierre. Trees. Vol 16. No 8. pp 555-558.
- Duicela, L; Corral, R y Fernández, F. 2006. Analítico: Reproducción de plantas clonales de café robusta. Consejo Nacional Cafetalero, COFENAC. pp 21.
- Duicela, L; Corral, R; Farfán, D. 2002. El Clima en las zonas de producción de café arábigo del Ecuador. Consejo Cafetalero Nacional, COFENAC. pp 2.
- Edward, C. 2010. Métodos para Medir la Humedad del Suelo para la Programación del Riego ¿Cuándo?. The University of Arizona. College of Agriculture and Life Sciences. Tucson, Arizona. Traducido por: Carolina Muñoz. pp 8.

- Federación Nacional de Cafeteros de Colombia. 2010. Capítulo 6: Descripción del Proceso Productivo y del Beneficio del Café; Guía Tecnológica del Cultivo. 2da edición. pp 30.
- Fernández, J y Garcés, A. 2003. Guía de trabajo en el aula para educación secundaria “El agua, un recurso indispensable”. Departamento de Campaña y Educación para el Desarrollo. Ayuda en acción. En línea: <https://www.ayudaenaccion.org/contenidos/documentos/El%20agua%20un%20recurso%20indispensable.pdf>. Fecha de consulta: 23 de mayo de 2016.
- Fischersworing, B y Roßkamp, R. 2001. Guía para la Caficultura Ecológica. Cooperación Técnica Alemana GTZ. Editora: Fischersworing, V. Tercera edición actualizada. Editorial López. pp 152.
- Fuente, A. 2006. Programación de riego con tensiómetros. En Línea: <http://es.slideshare.net/ShitoRyu64/programacion-del-riego-con-tensiometros>. Fecha de consulta: 30 de junio de 2016.
- Fuentes, Y., J. 1999. Técnicas de Riego Sistemas de Riego en la Agricultura. Edición MUNDI-PRENSA MÉXICO, SA DE C.V. 1ra edición. México. DF. ISBN 968-7462-17-5. pp 484.
- Fundación Hondureña de Investigación Agrícola, FHIA. 2011. Proyecto Promoción de Sistemas Agroforestales de alto valor con Cacao en Honduras: Producción de árboles frutales y maderables en viveros. 2da ed. La Lima, Cortés. pp 15.
- Fundación para el Desarrollo Socio Económico y Restauración Ambiental, FUNDESYRAM. 2010. Guía para la Innovación de la Caficultura. De lo convencional a lo orgánico. San Salvador, El Salvador. pp 124.
- García, A y Sánchez, N. 1997. Errores en la determinación espectrofotométrica de clorofilas. Universidad de Murcia. ISBN 84-7684-8498. pp 113.
- Gómez, C. A. 2009. Determinación de la curva de retención de agua de suelos granulares usando redes neuronales artificiales. Bucaramanga, Colombia. pp 110.

- Hanson, A y Hitz, W. 1982. Metabolic responses of mesophytes to plant water deficits. Annual Review of Plant Physiology. Vol. 33. No 1. pp 163-203.
- Hugalde, I y Vila, H. 2014. Comportamiento isohídrico o anisohídrico en vides... ¿Una controversia sin fin?., Revista de Investigaciones Agropecuarias. Argentina. Vol 40. No 1. pp 8.
- Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura, IICA. 2004. Cadena Agroindustrial del café. Nicaragua. pp 63.
- Instituto Nacional Autónomo de Investigaciones Agropecuarias, INIAP. 1993. Manual del Cultivo de Café. Estación Experimental Tropical Pichilingue. Quevedo, Ecuador. pp 156.
- Instituto de Promoción de Exportaciones e Inversión, PROECUADOR. 2013. Análisis Sectorial de Café. Dirección de Inteligencia Comercial e Inversiones. pp 52.
- Jaleel, C; Manivannan, A; Farooq, J; Somasundaram, R y Panneerselvam, V. 2009. Drought stress in plants: a review on morphological characteristics and pigments composition. Int J Agric Biol. Vol 11. No 1. pp 100-105.
- Jiménez, F y Vásquez, N. 1995. Estudio de la densidad y distribución estomática de musáceas de diferente ploidia, In Escalant, J., Ammour, T., Vásquez, N. y White, T. (eds.). Programa de Investigación Científica. CATIE, Turrialba, Costa Rica. pp 176-178.
- Jiménez, R. 2016. Determinación de los requerimientos hídricos del cultivo de brócoli (*Brassica oleracea*. L. Var. Avenger) bajo condiciones edafoclimáticas del Cantón Riobamba provincia de Chimborazo. Tesis. Escuela Superior Politécnica de Chimborazo. pp 140.
- Kraub, N. 2003. Mechanisms for photosystems I and II. Current opinion in chemical biology. Vol 7. No 5. pp 540-550.
- Läderach, P; Hagggar, J; Lau, C; Eitzinger, A; Ovalle, O; Baca, M; Jarvis, A y Lundy, M. 2010. Mesoamerican coffee: Building a climate change adaptation strategy. CIAT

- Policy Brief no. 2. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT). Cali, Colombia. pp 4.
- Lara, L. 2005. Efecto de la Altitud, Sombra, Producción y Fertilización sobre la Calidad del Café (*Coffea arabica* L. var. Caturra) Producido en Sistemas Agroforestales de la Zona Cafetalera Norcentral de Nicaragua. CATIE. Tesis. Turrialba, Costa Rica. pp 106.
- Larramendi, A; Hernández, G; Castro, G; Flores, F; Castañeda, C y Ruiz, R. 2015. Anatomía foliar relacionada con la ruta fotosintética en árboles de café (*Coffea arabica* L., var. Caturra Rojo) expuestos a diferentes niveles de radiación solar en la Sierra Maestra, Granma, Cuba. Acta Agronómica. Vol 65. No 3. pp 7.
- Lee, A. 2009. El movimiento del agua a través de las plantas. Revista Horticultura Internacional, noviembre. pp 6.
- Luna, W; Estrada, H; Jiménez, J y Pinzón L. 2012. Efecto del estrés hídrico sobre el crecimiento y eficiencia del uso del agua en plántulas de tres especies arbóreas caducifolias. Terra Latinoamericana. Vol 30. No 4. pp 343-353.
- Ludlow, M. 1978. Light relations of pasture plants. Plant relations in pastures. CSIRO, Melbourne. pp 35-49.
- Luters, A y Salazar, J. 2000. Guía para la evaluación de la calidad y salud del suelo. Traducción al español del: "Soil Quality Test Kit Guide". Argentina, Instituto de Suelos. pp 88.
- Marín, G. 2012. Producción de cafés especiales. Manual Técnico. Equipo técnico del proyecto Fondoempleo, Programa Selva Central. 1ra edición. Lima, Perú. pp 50.
- Marenco, R y Lopes, N. 2009. Fisiología vegetal: fotossíntese, respiração, relações hídricas e nutrição mineral. 3ra edición. Viçosa, Editora UFV. pp 486.
- Mackinney, G. 1941. Absorption of light by chlorophyll solutions. J. biol. Chem. Vol. 140. No 2. pp 315-322.
- Melgarejo, L (ed). 2010. Experimentos en Fisiología Vegetal. Laboratorio de fisiología y bioquímica vegetal. Facultad de Ciencias. Universidad Nacional de Colombia. ISBN: 978-958-719-668-9. Primera edición, Diciembre. pp 205.

- Medrano, H; Bota, J; Cifre, J; Jaume, F; Ribas, M y Gulías J. 2007. EFICIENCIA EN EL USO DEL AGUA POR LAS PLANTAS. ISSN: 0213-4691. No 43. pp 63-84.
- Mera, J; Niyogi, D; Buol, S; Wilkerson, G y Semazzi, H. 2006. Potential individual versus simultaneous climate change effects on soybean (C3) and maize (C4) crops: An agrotechnology model based study. *Global and Planetary Change*. Vol 54. No 1. pp 163-182.
- Méndez, J; Lara, L y Gil, J. 2007. Efecto del riego por goteo en el crecimiento inicial de tres cultivares de algodón (*Gossypium hirsutum*). *Idesia (Arica)*. Vol 25. Nro 2. pp 7-15.
- Miranda, I. Estadística aplicada a la Sanidad Vegetal. Centro Nacional de Sanidad Agropecuaria, CENSA. Cuba. pp 169.
- Ministerio de Agricultura Ganadería Acuicultura y Pesca MAGAP. 2012. Proyecto de Reactivación de la Caficultura Ecuatoriana. En línea: <http://www.agricultura.gob.ec/magap-ejecuta-proyecto-de-reactivacion-de-la-caficultura-ecuatoriana/>. Fecha de consulta: 08 de diciembre de 2014.
- Mora, N. 2008. Agrocadena de café. Ministerio de Agricultura y Ganadería Dirección Regional Huetar Norte. Costa Rica. pp 49.
- Moreno, L. 2009. Respuesta de las plantas al estrés por déficit hídrico. Una revisión. *Agronomía Colombiana*. Vol 27. No. 2. pp 13.
- Naizaque, J; García, G; Fischer, G; Melgarejo, M. 2014. Relación entre la densidad estomática, la transpiración y las condiciones ambientales en feijoa (*Acca sellowiana* (O. Berg) Burret). *Revista UDCA Actualidad y Divulgación Científica*. Vol 17. No 1. pp 115-121.
- Ocampo, N. 2014. Fotosíntesis. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo. Sistema de Universidad Virtual. México. pp 8.
- Ortiz, M. 2006. Respuestas Fisiológicas y Bioquímicas de dos Especies de Pinos en Condiciones Limitantes de Humedad. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo. Tesis. pp 58.

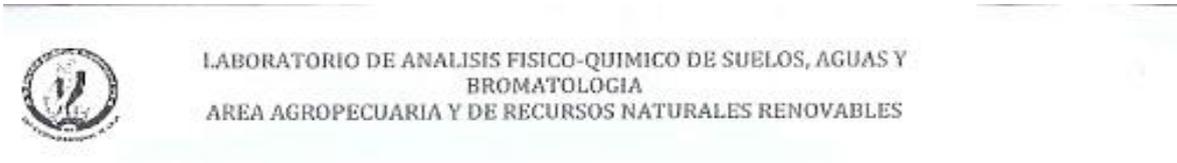
- Parés, J; Arizaleta, M.; Sanabria, M.; Brito, L. 2004. Características de los estomas, densidad e índice estomático y su variación en función a la enjertación en *Annona muricata* L. y *A. montana* MADFAC. Bioagro. Vol 16. No 3. pp 213-218.
- Pizarro, C., F. Riegos Localizados de Alta Frecuencia: goteo, microaspersión, exudación. 2da edición. Mundi-Prensa. Madrid España. ISBN 84-7114-279-1. pp 469.
- Rosabal, L; Martínez L; Reyes, Y; Dell'Amico, J y Núñez, M. 2014. Aspectos fisiológicos, bioquímicos y expresión de genes en condiciones de déficit hídrico. Influencia en el proceso de germinación. Instituto nacional de ciencias agrícolas inca. Cuba. Cultivos Tropicales. Vol 35. No 3. pp 12.
- Robles, A. 2007. Sobrevivir al estrés: cómo responden las plantas a la falta de agua. Biotecnología. Vol 14. pp 253-262.
- Rodés, R y Collazo, M. 2006. Cuantificación de algunas de las propiedades de los pigmentos fotosintéticos. Universidad autónoma de México. Editorial prensa ciencia. pp 159.
- Rubino, P; Tarantino, E y Rega, F. 1989. Relationship between soil water status and stomatal resistance of tomatoes. Irrigazione e Drenaggio. Vol 36. pp 95-98.
- Salas, J; Sanabria, M y Pire, R. 2001. Variación en el índice y densidad estomática en plantas de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) sometidas a tratamientos salinos. Bioagro. Vol 13. No 3. pp 99-104.
- Sanabria, M; Norberto, M y Bautista, D. 2005. Efecto de Diferentes Fotoperiodos Sobre la Anatomía, el índice y la Densidad Estomática de la Lamina Foliar de *Heliconia latispatha* Benth. Vol 48. pp 5-9.
- Sánchez, M y Aguirreolea, J. 2000. Fundamentos de fisiología vegetal. Madrid, ES. Editorial Mc Graw Hill Interamericana. pp 134.
- Silva, P; Acevedo, E y Silva, H. 2000. MANUAL DE ESTUDIO Y EJERCICIOS. Universidad de Chile. Facultad de Ciencias Agronómicas. Lab. Relación suelo-agua-planta. 2da edición. pp 57.
- Stephen, R. 2002. Agroecología: procesos ecológicos en Agricultura Sostenible. Turrialba. C.R. CATIE. ISBN 9977-57-385-9. pp 72.

- Shao, H; Chu L; Jaleel, C y Zhao, C. 2008. Water-deficit stress-induced anatomical changes in higher plants. ScienceDirectc, C.R. Biologies. pp 215-225.
- Soto, F. 1980. Estimación del área foliar en *C. arabica* L. a partir de las medidas lineales de las hojas. Cultivos tropicales. Vol 2. No 3. pp 115-128.
- Squeo, F y Cardemil, L. (eds.) 2007. El Agua y el Potencial Hídrico. Fisiología Vegetal. Ediciones Universidad de La Serena. La Serena, Chile. pp 47-66.
- Steward, F. (Ed.). 2012. Analysis of Growth: Behavior of Plants and Their Organs. Plant Physiology. Elsevier. Edition, published by ACADEMIC PRESS, INC (LONDON) LTD. Ithaca, New York. pp 318.
- Taiz, L y Zeiger, E. 2006. Fisiología Vegetal. Castello de la Plana: Publicación de la Universidad Jaume. Traducción de Plant physiology. ISBN 978-84-8021-600-5. 3rd. ed. Vol 2. pp 656.
- Thompson, L. M., y Troeh, F. R. 2002. Los suelos y su fertilidad. 4ta ed. Editorial Reverté, S.A. España. ISBN 84-291-1041-0. pp 609.
- Townend, J., Reeve, J., y Carter, A. 2000. Water release characteristic. Soil environmental analysis. Physical methods. 2nd ed. Marcel Dekker, New York. pp 95-140.
- Valladares, F; Aranda I; Sánchez, D. 2004. La luz como factor ecológico y evolutivo para las plantas y su interacción con el agua. Ecología del bosque mediterráneo en un mundo cambiante. Ministerio de Medio Ambiente, Madrid. pp 394.
- Vera, W y Sánchez E. 2013. Caracterización fenotípica de 33 clones de café robusta (*Coffea canephora*) en la comuna Rio Verde, cantón Santa Elena. Tesis. Universidad Estatal Península de Santa Elena. pp 96.
- Vila, H. 2011. Regulación de la hidratación y la turgencia foliares por mecanismos evitadores del estrés, y resistencia a déficit hídrico en vid: Modelo vs. Experimentos (Tesis de Doctorado). Mendoza, Universidad Nacional de Cuyo. pp 220.
- Villalobos, E; Umaña, C y Sterling, F. 1990. Determinación del contenido relativo de agua en progenies de palma aceitera (*Elaeis guineensis*), durante la época seca en Quepos, Costa Rica. Agronomía Costarrisense. Vol 14. No 1. pp 73-78.

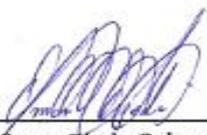
- Yepes, A y Buckeridge, M. 2011. Respuestas de las plantas ante los factores ambientales del cambio climático global - revisión. Colombia Forestal. Vol 14. No 2. pp 213-232.
- Zambrano, J y Cárdenas, Z. 2009. Estimación de los Costos Marginales de Producción de la Industria Cafetalera a Nivel Nacional. Tesis. ESPOL. Guayaquil, Ecuador. pp 30.
- Zonta, A; Goncalvez, A y Angola F. 2013. Implementación y Manejo de Sistemas Agroforestales en la Amazonía Boliviana. Guía de capacitación. Instituto para el Hombre, Agricultura y Ecología, IPHAE. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación, FAO. pp 114.

## IX. ANEXOS

### ANEXO 1. Resultados del análisis del sustrato utilizado.



Resultados de análisis										
Cód. Lab	Cód. Campo	Análisis mecánico % TFSA			Textura	pH	M.O	N	P <sub>2</sub> O <sub>5</sub>	K <sub>2</sub> O
		Ao	Lo	Ac			%	ppm	ppm	ppm
1904	3	65,6	24,0	10,4	FoAo	6,36	8,14	59,05	124,72	360,65
Interpretación de análisis										
Cód. Lab	Cód. Campo	Textura	pH	M.O	N	P <sub>2</sub> O <sub>5</sub>	K <sub>2</sub> O			
				%	ppm	ppm	ppm			
1904	3	Franco Arenoso	Ligeramente ácido	Alto	Alto	Alto	Alto			

  
 Ing. Omar Ojeda Ochoa Mg. Sc  
**RESPONSABLE DEL LABORATORIO**



METODOLOGIA USADA		EXTRACTANTES
Ph	= Suelo: agua (1:2.5)	Olsen Modificado
N,P	= Colorimetría	N,P,K,Ca,Mg,Cu,Fe,Mn,Zn
K, Ca, Mg, Cu, Fe, Mn, Zn	= Absorción atómica	A través del carbón Orgánico
Material Orgánica	= Walkley Black	

## ANEXO 2. Imágenes del proceso de investigación



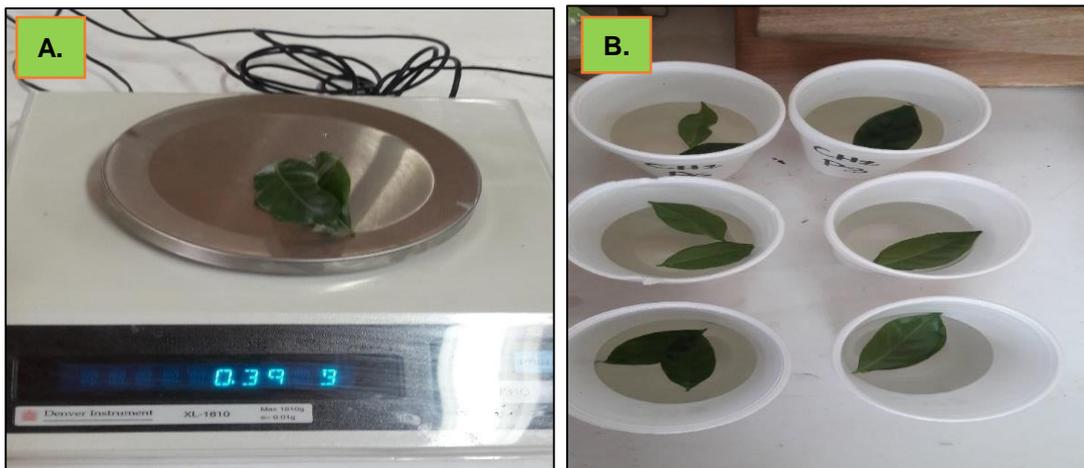
**Figura 13.** Ordenamiento de las plántulas dentro de cada tratamiento.



**Figura 14.** Plántulas de cada uno de los tratamientos: **A)** H1: 10-15 cb; **B)** H2: 25-30 cb; **C)** H3: 40-45 cb; **D)** H4: 55-60 cb.



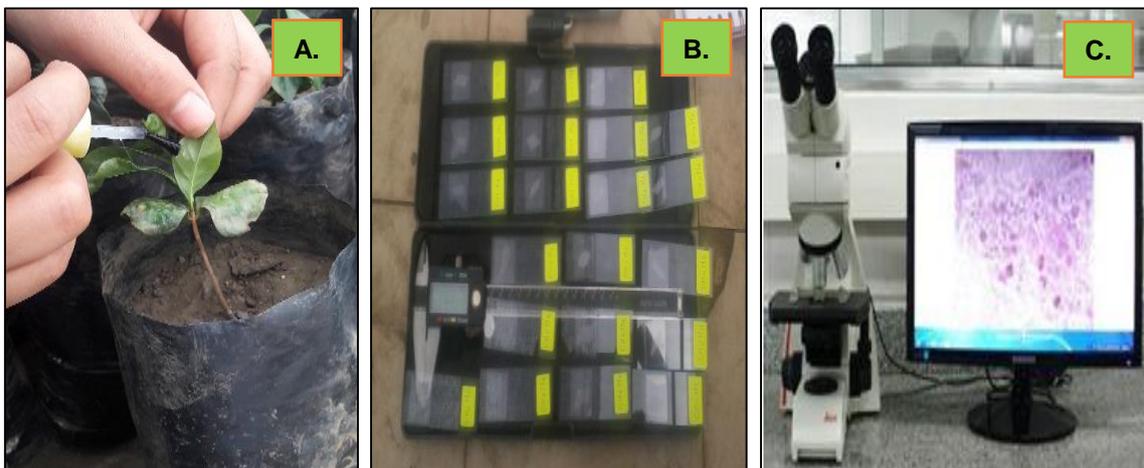
**Figura 15.** Medición de la Temperatura y Humedad Relativa del invernadero



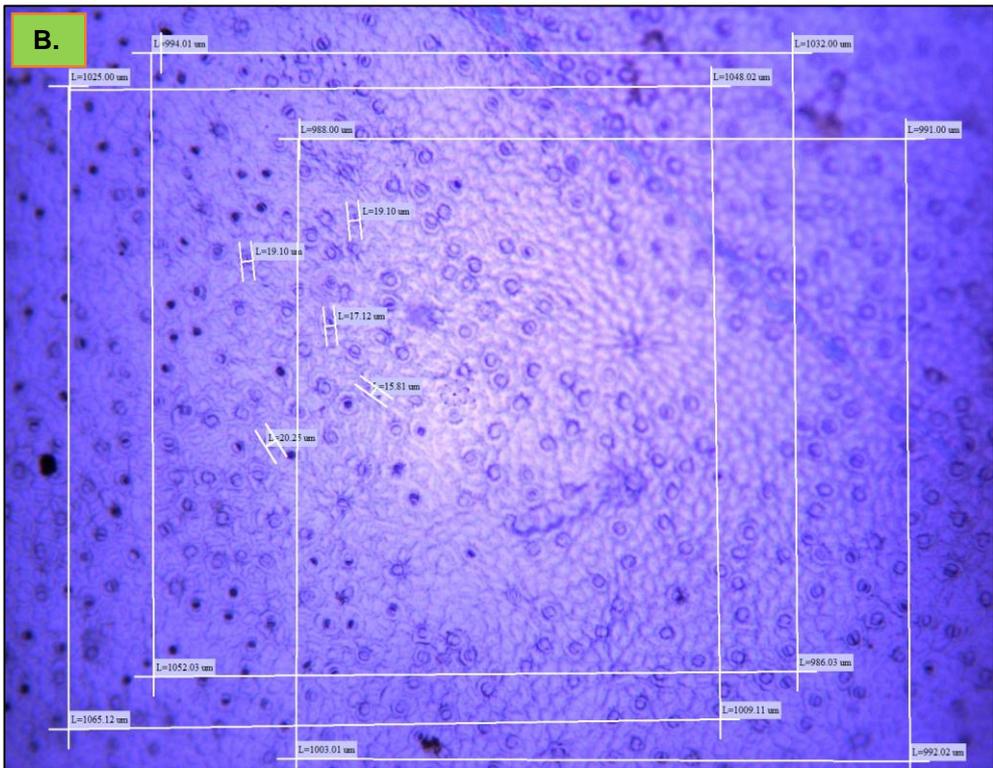
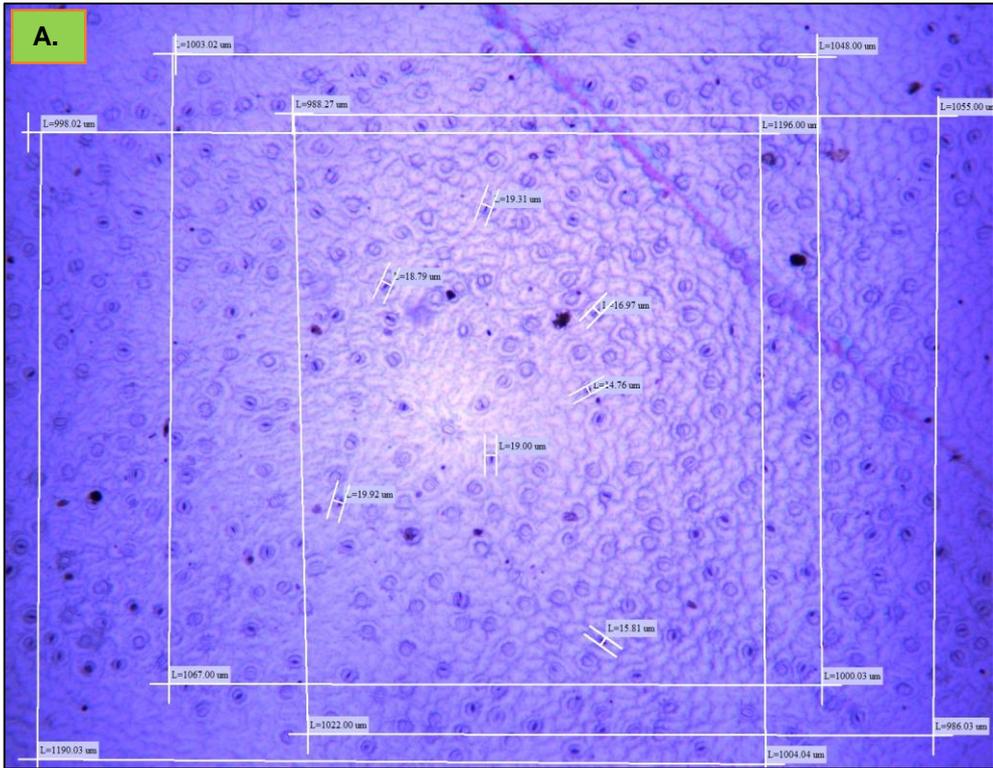
**Figura 16.** Determinación de CRA (%) de las hojas de las plántulas de café: A. Peso de las hojas; B. Hojas hidratadas.

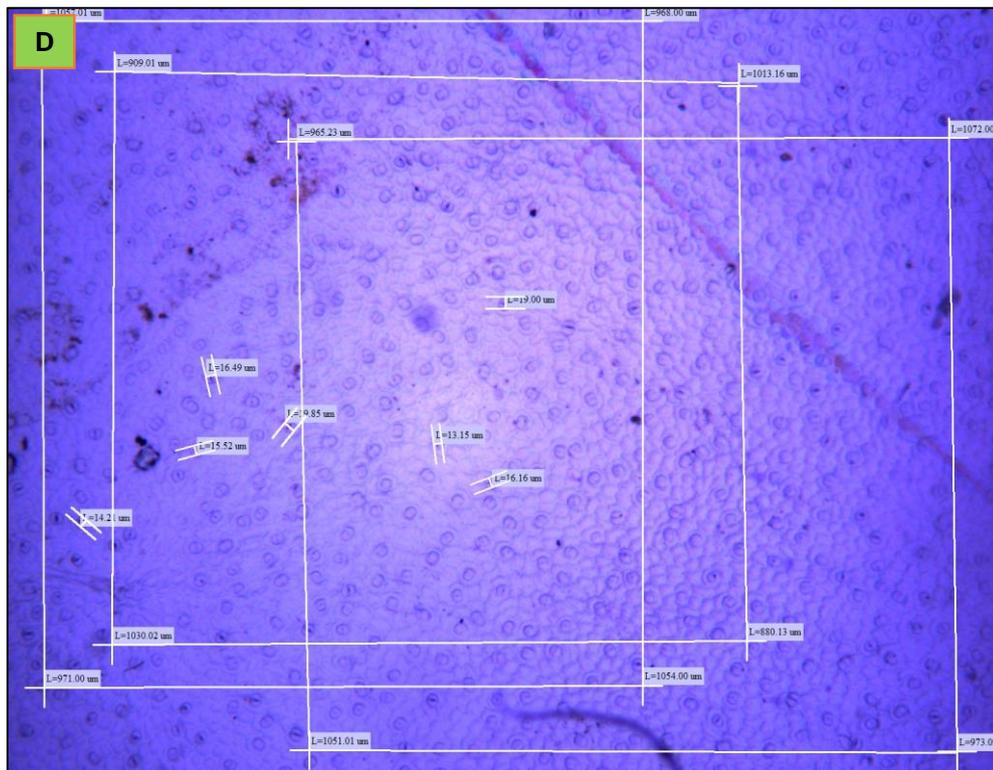
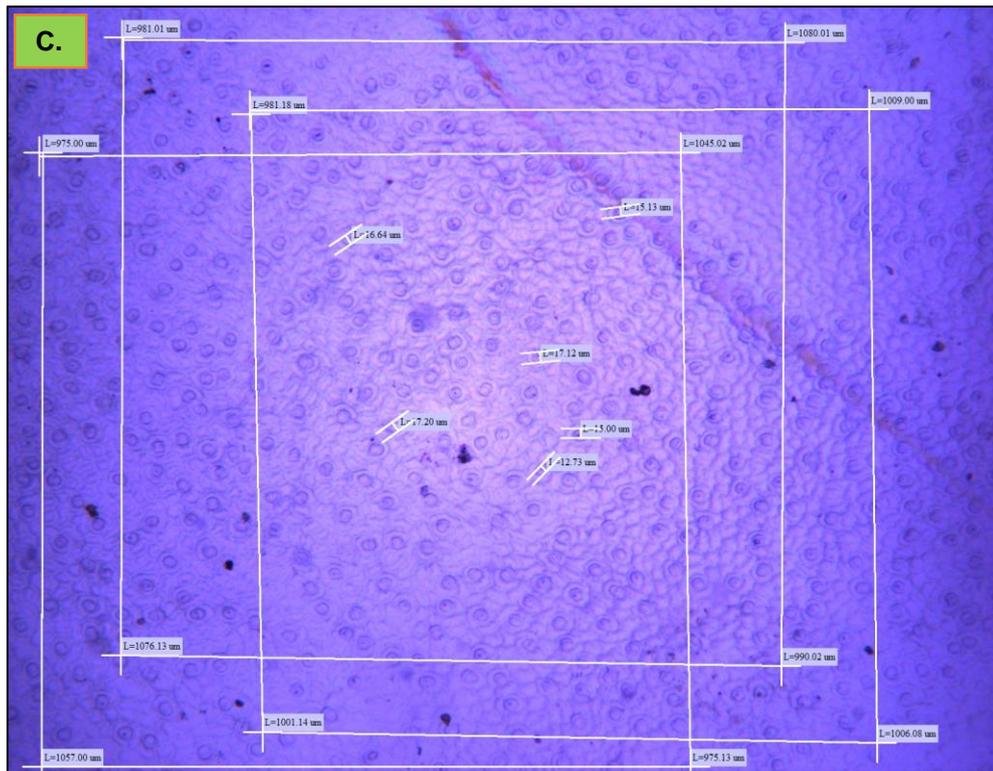


**Figura 17.** Procedimiento para determinar masa seca de la parte aérea, radical y total: **a)** sumergido de la bolsa para extraer la planta, sin arrancar las raíces; **b)** raíces libres de sustrato; **c)** separación de la parte aérea y radical; **d)** medición de la raíz.



**Figura 18.** Determinación de la densidad estomática (Técnica de Turner): **A.** colocación de una lámina de esmalte incoloro sobre una parte de la lámina foliar; **B.** montaje de la lámina; **C.** observación en el microscopio.





**Figura 19.** Estomas en 1mm (1000  $\mu$ m) de lámina foliar; **A.** H1: 10-15 cb; **B.** H2: 25-30 cb; **C.** H3: 40-45 cb; **D.** H4: 55-60 cb



**Figura 20.** Extracción y lectura del contenido de clorofila en las hojas: **A)** corte de la lámina foliar sin nervadura; **B)** colocación de 0,5 g de muestra en etanol; **C)** tubos de ensayo previamente envueltos en papel aluminio; **D)** medición de la clorofila *a* y *b* en el espectrofotómetro.

**ANEXO 3.** Cálculo de la lámina de riego, en función del CH (%) y la profundidad radical, Loja, 2016.

Trat.	CH (%)	da (g/cm <sup>3</sup> )	1. Prof. Rad (cm)	2. Prof. Rad (cm; ml)	3. Prof. Rad (cm; ml)	4. Prof. Rad (cm; ml)	1. Lam riego (cm; ml)	2. Lam riego (cm; ml)	3. Lam riego (cm; ml)	4. Lam riego (cm; ml)
CH1 (10cb)	29,38	0,92	6,5	9	13,5	18	1,76 17,6	2,43 24,3	3,65 36,5	4,87 48,7
CH1 (15cb)	27,29	0,92	6,5	9	13,5	18	1,63 16,3	2,26 22,6	3,39 33,9	4,52 45,2
CH2 (25cb)	23,21	0,92	6,5	8,5	13	17,5	1,39 13,9	1,82 18,2	2,78 27,8	3,74 37,4
CH2 (30cb)	21,57	0,92	6,5	8,5	13	17,5	1,29 12,9	1,69 16,9	2,58 25,8	3,47 34,7
CH3 (40cb)	18,43	0,92	6,5	8	12	16,5	1,10 11,0	1,36 13,6	2,03 20,3	2,80 28,0
CH3 (45cb)	17,03	0,92	6,5	8	12	16,5	1,02 10,2	1,25 12,5	1,88 18,8	2,58 25,8
CH4 (55cb)	14,03	0,92	6,5	7,5	11,5	16	0,84 8,4	0,97 9,7	1,48 14,8	2,06 20,6
CH4 (60cb)	13,12	0,92	6,5	7,5	11,5	16	0,78 7,8	0,91 9,1	1,39 13,9	1,93 19,3

$$\text{Lam (10cb - 15 cb)} = \frac{CH(10cb) - CH(15cb)}{100} * da * profundidad radica$$

$$\text{Lam (10cb - 15 cb)} = \frac{29,38 - 27,29}{100} * 0,92 * 6,5$$

$$\text{Lam (10cb - 15 cb)} = 0,125 \text{ cm}$$

$$\text{Volumen (ml)} = \text{Lam (10cb-15cb)} * \text{Superficie (funda)}$$

$$\text{Volumen (ml)} = 0,125 \text{ cm} * 182,4 \text{ cm}^2$$

$$\text{Volumen (ml)} = 22,8 \text{ cm}^3$$

**ANEXO 4.** Determinación del volumen total de agua por tratamiento.

Trat.	Días después del trasplante	Nro. de riegos	Lámina (ml)	Volumen Total para las 5 plántulas evaluadas				Volumen Total para las 20 plántulas restantes de cada tratamiento	
				Vol. (ml)	Vol. (l)	Vol. Total (ml; l)	Ahorro de agua (l)	Vol. (l)	Ahorro de agua (l)
<b>CH1</b>	33 DDT	24	22,8	2737,92	2,74	21850,72 21,85	6,24	437,01	124,83
	63 DDT	26	31,6	4106,88	4,11				
	93 DDT	26	47,4	6160,32	6,16				
	123 DDT	28	63,2	8845,59	8,85				
<b>CH2</b>	33 DDT	23	18,0	2066,91	2,07	15608,94 15,61	6,24	312,17	124,83
	63 DDT	24	23,5	2820,39	2,82				
	93 DDT	26	35,9	4673,00	4,67				
	123 DDT	25	48,4	6048,64	6,05				
<b>CH3</b>	33 DDT	22	15,3	1679,63	1,68	11645,85 11,65	4,54	232,91	90,78
	63 DDT	20	18,8	1879,31	1,88				
	93 DDT	23	28,2	3241,81	3,24				
	123 DDT	25	38,8	4845,10	4,85				
<b>CH4</b>	33 DDT	19	9,8	935,69	0,94	7106,68 7,11	4,54	142,13	90,78
	63 DDT	20	11,4	1136,46	1,14				
	93 DDT	23	17,4	2003,96	2,00				
	123 DDT	25	24,2	3030,57	3,03				

**ANEXO 5.** Cuadro de medias de la altura de las plántulas de los tratamientos en distintas edades, Loja, 2016.

<b>ALTURA (cm)</b>				
<b>Tratamientos</b>	<b>33 DDT</b>	<b>63 DDT</b>	<b>93 DDT</b>	<b>123 DDT</b>
H1	6,24	7,72	8,66	9,42
H2	5,66	7,56	8,20	8,82
H3	5,86	7,10	7,54	8,04
H4	5,56	7,10	7,26	7,88

**DDT:** Días después del trasplante

**ANEXO 6.** Cuadro de medias del diámetro del tallo de las plántulas de los tratamientos en distintas edades, Loja, 2016.

<b>DIÁMETRO DEL TALLO (mm)</b>				
<b>Tratamientos</b>	<b>33 DDT</b>	<b>63 DDT</b>	<b>93 DDT</b>	<b>123 DDT</b>
H1	2,30	2,71	3,14	3,45
H2	2,25	2,60	3,06	3,41
H3	2,28	2,60	2,90	3,09
H4	2,31	2,50	2,66	2,85

**ANEXO 7.** Cuadro de medias del área foliar de las plántulas de los tratamientos en distintas edades, Loja, 2016.

<b>ÁREA FOLIAR (cm<sup>2</sup>)</b>			
<b>Tratamientos</b>	<b>63 DDT</b>	<b>93 DDT</b>	<b>123 DDT</b>
H1	70,78	83,73	96,47
H2	62,24	72,63	80,79
H3	52,77	59,16	62,87
H4	52,59	57,96	61,64

**ANEXO 8.** Cuadro de medias de la densidad estomática de las plántulas de los tratamientos en distintas edades, Loja, 2016.

<b>DENSIDAD ESTOMÁTICA (nro. estomas/mm<sup>2</sup>)</b>				
<b>Tratamientos</b>	<b>33 DDT</b>	<b>63 DDT</b>	<b>93 DDT</b>	<b>123 DDT</b>
H1	145,83	129,83	148,66	197,27
H2	137,38	185,55	159,72	196,11
H3	152,88	195,16	192,00	227,66
H4	220,77	195,22	222,11	234,83

**ANEXO 9.** Cuadro de medias del ancho de los estomas (hojas) de las plántulas de los tratamientos en distintas edades, Loja, 2016.

<b>ANCHO DE LOS ESTOMAS (um)</b>				
<b>Tratamientos</b>	<b>33 DDT</b>	<b>63 DDT</b>	<b>93 DDT</b>	<b>123 DDT</b>
<b>H1</b>	15,45	15,99	17,6	17,58
<b>H2</b>	16,28	14,96	17,32	18,18
<b>H3</b>	15,48	16,39	16,23	17,52
<b>H4</b>	15,93	15,34	16,68	16,75

**ANEXO 10.** Socialización de resultados a estudiantes y egresados de la carrera de ingeniería agronómica.

<b>Responsable</b>	<b>Actividad</b>	<b>Tiempo</b>
<b>Ing. Max Encalada</b>	Saludo y presentación de la tesis	3 min
<b>Tesista</b>	Saludo y exposición del tema, objetivos, metodología, diseño experimental, resultados, conclusiones y recomendaciones.	35 min
<b>Tesista</b>	Entrega de un tríptico informativo	5 min
<b>Tesista</b>	Respuestas a las interrogantes formuladas por los estudiantes	10 min
<b>Ing. Max Encalada</b>	Cierre de la exposición	2 min
<b>Tesista</b>	Refrigerio a los asistentes	10 min
<b>Total</b>		<b>01h05</b>

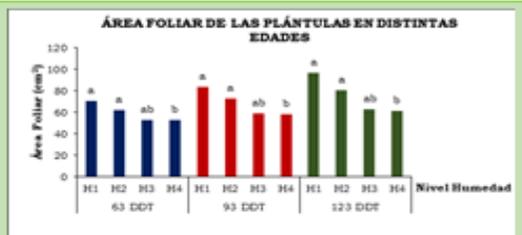


Figura 3. Efecto de cuatro niveles de humedad del sustrato en el área foliar de plántulas de café evaluadas a los 63, 93 y 123 DDT, Loja, 2016.

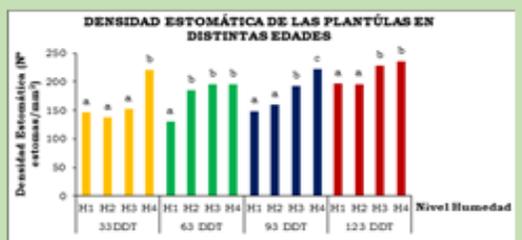


Figura 4. Efecto de cuatro niveles de humedad del sustrato en la densidad estomática de plántulas de café evaluadas a los 33, 63, 93 y 123 DDT, Loja, 2016.

Cuadro No 1. Efecto de cuatro niveles de humedad del sustrato en la masa seca total de plántulas de café al final del período de evaluación, Loja, 2016.

Masa seca total (g)	
Tratamiento	123 DDT
H1	1,04 a
H2	0,91 a
H3	0,80 ab
H4	0,75 b

Cuadro No 2. Efecto de cuatro niveles de humedad del sustrato en contenido relativo de agua (CRA) de plántulas de café al final del período de evaluación, Loja, 2016.

CRA (%)	
Tratamiento	123 DDT
H1	94,27 a
H2	94,02 ab
H3	86,46 b
H4	78,88 b

En cuanto al contenido de clorofila no se presentaron diferencias significativas entre los tratamientos, lo cual se podría deber a que el incremento del contenido de clorofila no está directamente relacionado con el déficit hídrico, sino que tiene relación directa con el nivel de luminosidad.

### III. CONCLUSIONES

- El crecimiento, expresado en indicadores como la altura, diámetro del tallo, área foliar, longitud de la raíz, masa seca de las plántulas en todos los tratamientos presentó una relación directa con el contenido de humedad del sustrato.
- Los indicadores fisiológicos tales como la densidad estomática, ancho de los estomas y contenido relativo de agua variaron como respuesta a los tratamientos.
- El crecimiento morfológico presentó una relación negativa con el indicador fisiológico densidad estomática y positiva con el ancho de los estomas y el contenido hídrico relativo.

### IV. RECOMENDACIONES

- Incentivar al desarrollo de trabajos investigativos en café, especialmente en el déficit hídrico y de qué manera afecta este factor en su crecimiento y desarrollo, ya que en cuestión de este tema y para este cultivo se han desarrollado limitadas investigaciones
- Realizar investigaciones sobre la incidencia del déficit hídrico en las plantas a nivel de campo para determinar su afectación sobre el crecimiento y fisiología.
- Empezar investigaciones de las relaciones hídricas de las plantas con los factores ambientales, en miras de aportar a los estudios de adaptación de los cultivos al cambio climático.



UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA  
 ÁREA AGROPECUARIA Y DE RECURSOS NATURALES  
 RENOVABLES  
 CARRERA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA

### COMPORTAMIENTO FISIOLÓGICO Y CRECIMIENTO DE PLÁNTULAS DE CAFÉ *Coffea arabica* L., BAJO CUATRO NIVELES DE HUMEDAD DEL SUSTRATO EN LA QUINTA EXPERIMENTAL DOCENTE LA ARGELIA



AUTORA:

Jenny Patricia Namicela Romero

DIRECTOR:

Ing. Max Encalada Córdova Mg. Sc.

ASESOR:

Ing. Marco Reinoso Acaro Mg. Sc.

LOJA-ECUADOR  
 2016

## I. INTRODUCCIÓN

El café *Coffea arabica* L., constituye un producto básico de la economía mundial (COFENAC, 2013). En el Ecuador el cultivo de café tiene importancia relevante en los órdenes económico, social y ecológico (Cárdenas y Macías, 2009). La producción ecuatoriana es decreciente atribuyéndose a la presencia de plagas y enfermedades, la deficiente calidad de plántulas a nivel de vivero y un inadecuado manejo y uso de agua de riego (COFENAC, 2014). La obtención de plántulas de calidad en vivero es una parte del manejo agronómico determinante en el potencial productivo de una plantación, (Valladares *et al.*, 2004). El manejo adecuado del suministro de agua posibilitará ahorro de agua y crecimiento en la máxima expresión genética de los cultivos y además bajaría los costos de producción; más aún si consideramos que en el futuro el agua será un recurso cada vez más escaso.

## II. OBJETIVOS

### Objetivo general

Evaluar el comportamiento fisiológico y el crecimiento de plántulas de café sometidas a cuatro niveles de humedad del sustrato.

### Objetivos específicos

- Comparar el crecimiento de plántulas de café sometidas a cuatro niveles de humedad del sustrato.
- Comparar indicadores fisiológicos en plántulas de café con cuatro niveles de humedad del sustrato.

## III. METODOLOGÍA

### 3.1. Ubicación

Invernadero de Fitopatología y Entomología de la carrera de Ingeniería Agronómica, coordenadas: Longitud: 0699450; Latitud: 9553737; Altitud: 2163 msnm.

## 3.1. Metodología

### 3.1.1. Diseño experimental

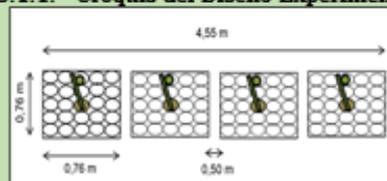
Se utilizó el Diseño de Muestreo de Cuatro Poblaciones.

### 3.1.2. Descripción de los Tratamientos

Cuadro 1. Descripción de los tratamientos referente a los diferentes niveles de humedad del sustrato.

Nº	TRATAMIENTO	CÓDIGO
1	Humedad 10 – 15 cb	H1
2	Humedad 25 – 30 cb	H2
3	Humedad 40 – 45 cb	H3
4	Humedad 55 – 60 cb	H4

### 3.1.1. Croquis del Diseño Experimental



### 3.1.2. Unidad Experimental



## 4.1. METODOLOGÍA

### 4.1.1. Metodología para el primer objetivo

#### 4.1.1.1. Altura

Se midió desde el cuello de la plántula hasta el punto apical de la hoja, cada 30 días.

#### 4.1.1.2. Diámetro del cuello

Se midió en el cuello de la plántula, cada 30 días.

#### 3.1.1.1. Área Foliar

Se tomó las medidas lineales de las hojas, largo y ancho máximo.  $AF=0,64 \times (Lh \times Ah) + 0,49$

#### 4.1.1.3. Masa seca de la parte aérea y radicar

Se cortó en la base del cuello de la planta separando parte aérea y radical, se etiquetó, se las ingreso a la estufa (75°C por 72 horas) y finalmente se pesó.

### 4.1.2. Metodología para el segundo objetivo

#### 4.1.2.1. Densidad estomática

Se aplicó la técnica de la impronta

#### 4.1.3. Apertura estomática

Se lo determino siguiendo la misma técnica para la densidad estomática.

#### 4.1.4. Contenido Relativo de Agua (CRA)

Se utilizó la técnica de Turner:

#### 4.1.5. Contenido de clorofila

Se utilizó el protocolo de Análisis de Clorofila por Espectrofotometría (Rodés y Collazo, 2006):

##### 4.1.5.1. Tratamiento de la muestra

##### 4.1.5.2. Extracción de pigmentos

##### 4.1.5.3. Cuantificación de los pigmentos

## V. RESULTADOS

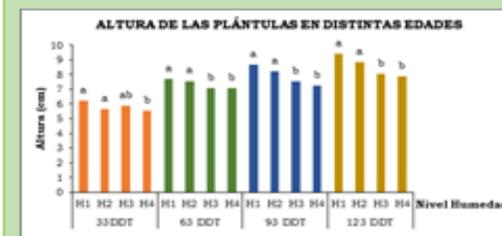


Figura 1. Efecto de cuatro niveles de humedad del sustrato en la altura de plántulas de café evaluadas a los 33, 63, 93 y 123 DDT, Loja, 2016.

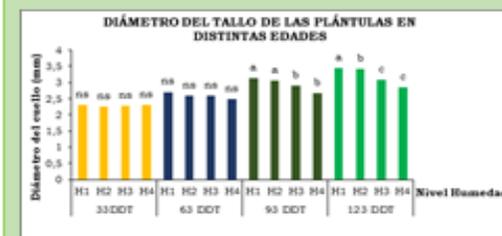


Figura 2. Efecto de cuatro niveles de humedad del sustrato en el diámetro del tallo de plántulas de café evaluadas a los 33, 63, 93 y 123 DDT, Loja, 2016.



**Figura 21.** Presentación de la tesis a cargo del director de tesis Ing. Max Encalada, Loja, 2016.



**Figura 22.** Exposición de los resultados del proyecto de tesis, Loja, 2016.



**Figura 23.** Respuestas de las inquietudes formuladas por los estudiantes acerca de lo expuesto, Loja, 2016.

**ANEXO 11.** Registro de la temperatura y humedad relativa del invernadero del Área Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables de la Universidad Nacional de Loja, Loja, 2016.

<b>Hora de registro</b>	<b>Temperatura registrada (°C)</b>	<b>Humedad Relativa (%)</b>
17h00	23,4	52
15h30	19,5	66
15h30	29,4	41
11h30	25,1	50
16h00	30,6	32
16h00	27,6	42
11h30	28	42
15h30	30,3	32
10h30	22,4	48
16h30	25,6	52
09h00	26,4	43
<b>Promedio</b>	<b>26,20</b>	<b>45,45</b>