

JOAD MANUEL JIMÉNEZ, ÁNGEL CASTILLO, ÁLVARO GÓMEZ, GLADYS RAMOS, IRAIMA CHACÓN, ADRIANA MOYA, RAISA RUMBOS,  
RAMÓN VIDAL, LAURA ALBORNOZ, BÁRBARA GUTIÉRREZ, ANA VIVAS, NELLY MORALES, CATALINA RAMIS



and 52 C 0002/11



# MANUAL PRÁCTICO para la CARACTERIZACIÓN MORFOLOGICA de CACAO

(*Theobroma cacao* L.) en Venezuela  
Basado en Engels et al (1980)

JOAD MANUEL JIMÉNEZ, ÁNGEL CASTILLO, ÁLVARO GÓMEZ, GLADYS RAMOS, IRAIMA CHACÓN, ADRIANA MOYA, RAISA RUMBOS,  
RAMÓN VIDAL, LAURA ALBORNOZ, BÁRBARA GUTIÉRREZ, ANA VIVAS, NELLY MORALES, CATALINA RAMIS



**MANUAL PRÁCTICO**  
para la **CARACTERIZACIÓN**  
**MORFOLOGICA**  
de **CACAO**

(*Theobroma cacao* L.) en Venezuela  
Basado en Engels et al (1980)

El cacao, (*Theobroma cacao* L.), especie perteneciente al orden Malvales familia Malvácea (Judd y Manchester, 1997; Bayer et al, 1999; Judd *et al.* 1999; Whitlock et al, 2001), es considerado uno de los cultivos tradicionales de Venezuela (González, 2001). La producción nacional de este rubro fue de gran importancia para nuestro país, particularmente a mediados del siglo XVIII, donde de acuerdo a Guevara (1989), fue una fuente fundamental de ingresos por exportación. Vélez y Valery (1990), destacan, además, que hasta mediados

del siglo XIX el cacao fue la base de la economía Venezolana.

En la actualidad los volúmenes de producción nacional son realmente bajos, lo cual, aunado a la disminución progresiva de la calidad del cacao venezolano como consecuencia de la hibridación natural con materiales inferiores introducidos, pudiera ocasionar una pérdida de mercados y credibilidad a nivel internacional (Pinto, 1997).

En virtud de la necesidad de rescatar la calidad e incrementar los niveles de

productividad del cultivo en Venezuela, se requiere desarrollar a través de programas de mejoramiento genético, cultivares que presenten características de alta calidad, producción y adaptabilidad a nuestras condiciones ambientales. Dichos programas de mejoramiento requieren de poblaciones básicas de amplia variabilidad genética, la cual, posiblemente, se encuentre conservada en los bancos de germoplasma.

La investigación sobre el germoplasma de cacao en Venezuela ha estado orientada a la colecta, caracterización, evaluación y conservación de materiales de interés, existiendo varios bancos en nuestro país, ubicados en los Estados Aragua, Mérida, Miranda, Sucre, Táchira, y Zulia. (Ramos, 1997).

Los curadores de dichos bancos de germoplasma, siguen en sus procedimientos de evaluación, una guía de descriptores morfológicos teniendo como base los establecidos por Engels *et al* (1980). Sin embargo, no existe un criterio uniforme con respecto a la caracterización morfológica de cacao para Venezuela y cada curador ha establecido algunas variaciones metodológicas importantes a los descriptores antes mencionados, lo cual, tomando en cuenta la variabilidad producto de la interacción genotipo-ambiente, ha traído como consecuencia



# INTRODUCCIÓN

que las caracterizaciones realizadas a los materiales existentes en los distintos bancos de germoplasma presenten diferencias sustanciales en cuanto a criterios y metodología de trabajo.

Ante esta situación, se hace necesario uniformizar dichos criterios de trabajo, haciendo especial énfasis en:

- ¿Qué descriptores incluir?
- Tamaño de la muestra de trabajo
- Categorías dentro de cada descriptor
- Tabulación y registro de datos
- Análisis estadístico

Dichos aspectos fueron discutidos como parte del trabajo de grado "Caracterización Morfológica y Molecular del Jardín Clonal de Cacao (*Theobroma cacao* L), Ubicado en la Estación INIA Miranda" (Jiménez, 2006).

Posteriormente, a través de talleres de trabajo con los distintos curadores de los bancos de germoplasma del país, estos criterios fueron revisados y discutidos, logrando un acuerdo general para la caracterización morfológica del cacao en Venezuela. Dicha revisión, tuvo como base la experiencia de cada curador así como los trabajos realizados por Engels, (1980,1983,1993), Phillips y Enriquez (1988), Enriquez, (1991), Bekele, (1991 a y b), Bekele *et al* (1994), Bekele y Bekele, (1995; 1996), Bekele y Butler, (2000), Bartley (2005) y Jiménez (2006).

Estos talleres de trabajo fueron

contemplados dentro del Sub proyecto N° 1, "Evaluación de la Diversidad Genética del Cacao Venezolano", el cual se encuentra enmarcado en el "Proyecto en Red en el Marco del Programa de la Ruta del Chocolate N° 200500898".

El resultado de este esfuerzo conjunto y participativo se ve cristalizado en la publicación del presente "Manual Práctico para la Caracterización Morfológica de Cacao en Venezuela" con lo cual se pretende presentar de forma sencilla y manejable cómo caracterizar nuestro cacao a nivel morfológico.

La uniformidad de los criterios así establecidos, permitirá comparar las distintas poblaciones existentes, conocer la diversidad genética disponible y trazar las estrategias mas adecuadas de mejoramiento genético que permitan incrementar la productividad y afianzar el prestigio del cacao venezolano a nivel mundial.

Los descriptores seleccionados se organizaron en seis puntos principales, a saber:

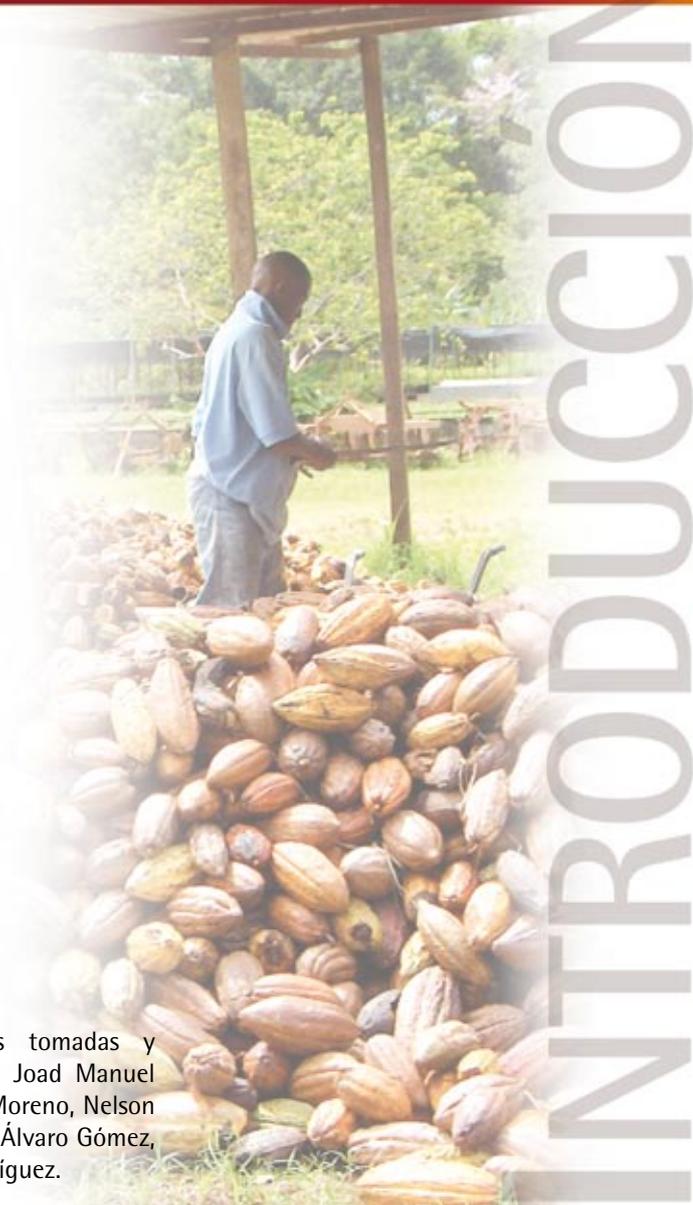
1. Características de la Planta
2. Características de las Hojas
3. Características de los Brotes
4. Características de la Flor
5. Características del Fruto
6. Características de la Semilla

Cada uno de ellos con sus respectivos componentes, categorías y metodologías

de trabajo se explican en forma sencilla y detallada, apoyándose además en numerosas figuras y fotografías para facilitar el trabajo del usuario.

Finalmente, se incluyen las diferentes planillas de registro de datos para cada uno de los 6 puntos principales, las mismas también se anexan en formato digital.

Fotografías e imágenes tomadas y cedidas gentilmente por: Joad Manuel Jiménez, María Eugenia Moreno, Nelson Calderón, Iraima Chacón, Álvaro Gómez, Gladys Ramos, César Rodríguez.



# INTRODUCCIÓN

INTRODUCCIÓN

# Índice

# **Índice de figuras**



# CARACTERÍSTICAS DE LA PLANTA

## 1-CARACTERÍSTICAS DE LA PLANTA

Estas características deberán observarse y medirse solo en caso de colecciones de trabajo o plantas provenientes de semilla. Debe observarse un número mínimo de 10 plantas, provenientes de la misma mazorca.

### 1.1 ARQUITECTURA DE LA PLANTA

Observe el ángulo interno que se forma entre las dos ramas principales de la primera ramificación, apóyese en las figuras que se muestran a continuación

- 1-Erecto ( $<90$ ) (Figura 1)
- 2-Intermedio ( $91-135$ ) (Figura 2)
- 3-Decumbente ( $>135$ ) (Figura 3)

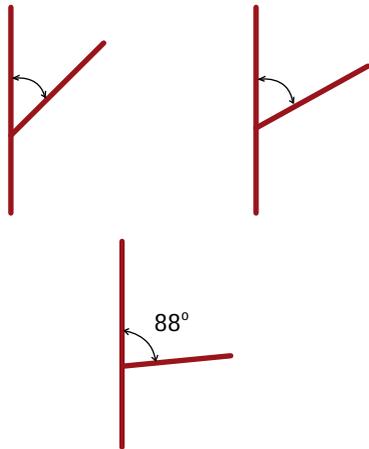


FIGURA 1. Erecto ( $<90$ )

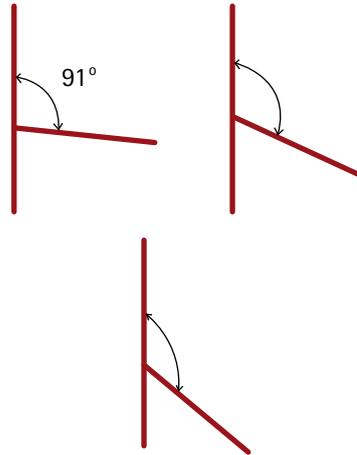


FIGURA 2. Intermedio ( $91-135$ )

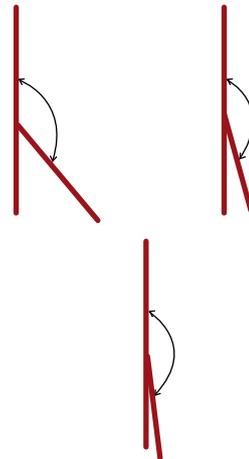


FIGURA 3. Decumbente ( $>135$ )

### 1.2 FORMACIÓN DE LA RAMIFICACIÓN

Observe el tronco principal del árbol, fíjese en la primera ramificación, constate si en este punto existe solo una rama o si por el contrario forma dos o más, apóyese en las figuras anexas y en las fotografías y clasifique:

- 1 Simple: una sola rama (Figura 4)
- 2- Intermedia: dos ramas (Figura 5)
- 3- Verticilada: 3 o más (Figura 6)



FIGURA 4. Simple: una sola rama



FIGURA 5. Intermedia: dos ramas



FIGURA 6. Verticilada: 3 o más

### 1.3 ALTURA DESDE EL SUELO HASTA EL PRIMER VERTICILO O RAMIFICACIÓN

Con una cinta métrica, proceda a medir la altura desde el suelo hasta el primer verticilo, en aquellos casos en que el mismo haya sido eliminado ubique la cicatriz dejada por éste y mida desde el suelo hasta dicha cicatriz, apóyese en las figuras anexas (Figura 7)



FIGURA 7

### 1.4 DIÁMETRO DEL TRONCO A 10 CM DEL SUELO

Con una cinta métrica mida 10 (diez) cm a partir del suelo en el tronco de la planta, luego en dicho punto, mida el grosor del tronco. Apóyese en las fotografías y figuras anexas. (Figura 8)



FIGURA 8





# CARACTERÍSTICAS DE LAS HOJAS

## 2-CARACTERÍSTICAS DE LAS HOJAS

Debe coleccionar hojas maduras del estrato intermedio de la planta, no coleccionar brotes ni hojas muy viejas, procure que las hojas coleccionadas conserven todas sus partes, sin perforaciones. Tome un total de 15 hojas por accesión o clon, según el caso, luego saque una fotocopia de cada hoja y proceda a realizar las mediciones en dicha hoja fotocopiada, de no poseer los medios para ello trabaje directamente sobre las hojas.

Nota: En el caso de poseer réplicas de un mismo clon, distribuya las 15 hojas a tomar al azar entre el N° de repeticiones

### 2.1 LARGO DE LA HOJA

Tome una regla y mida el largo de la hoja desde el punto de inserción del peciolo hasta el ápice, tal y como se muestra en la figura 9.



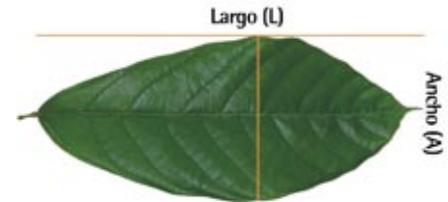
FIGURA 9. Largo de la Hoja

### 2.2 ANCHO MÁXIMO DE LA HOJA

Con una regla busque el punto más ancho de la hoja, para ello desplácese a través de la misma tal y como se muestra en la figura. Una vez localizado el ancho máximo, marque con un lápiz o marcador el lugar donde se cruza la nervadura central de la hoja con dicho ancho máximo ya que lo necesitará más adelante. Apóyese en las fotografías (Figura 10)



FIGURA 10



### 2.3 RELACION LARGO ANCHO (L/A)

Divida el valor obtenido del Largo, entre el valor obtenido del Ancho.

### 2.4 LARGO DESDE LA BASE DE LA HOJA HASTA EL PUNTO MAS ANCHO DE LA MISMA (LBA)

Con una regla mida desde el punto de inserción del peciolo hasta el punto más ancho de la hoja (el cual marcó previamente). Ver figura 11.



FIGURA 11

## 2.5 RELACIÓN LARGO-LARGO DE LA BASE A LA PARTE MÁS ANCHA DE LA HOJA (L/LBA)

Divida el valor de Largo entre el valor de LBA, calcule la media y clasifique dichos valores tal y como sigue:

3=  $L/LBA < 2$  ovoide

5=  $L/LBA = 2$  Elíptica

7=  $L/LBA > 2$  Obovada

Ver figura 12

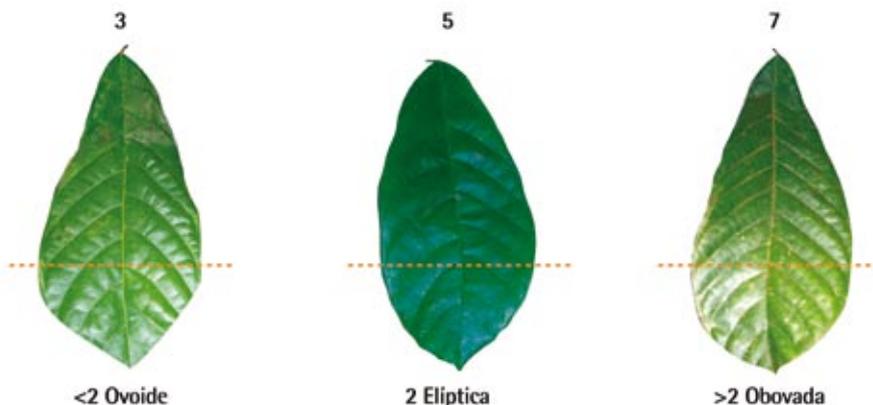


FIGURA 12

## ÁPICE Y BASE DE LA HOJA

Las características de la base y el ápice de la hoja no suelen ser de importancia, ya que dentro de un mismo individuo puede existir una alta variabilidad; sin embargo, dado que tradicionalmente se ha utilizado esta medición hemos incluido los procedimientos para llevar a cabo dicho trabajo.

## 2.6 BASE DE LA HOJA

Se clasifica por el ángulo interno que conforma el margen de la hoja con la nervadura central, trace dos líneas, tal como se muestra en la figura 13 y clasifique.

1=  $< 90^\circ$  aguda

2=  $90^\circ < x < 150^\circ$  obtusa

3=  $151^\circ < x < 180^\circ$  redondeada

4= cordiforme

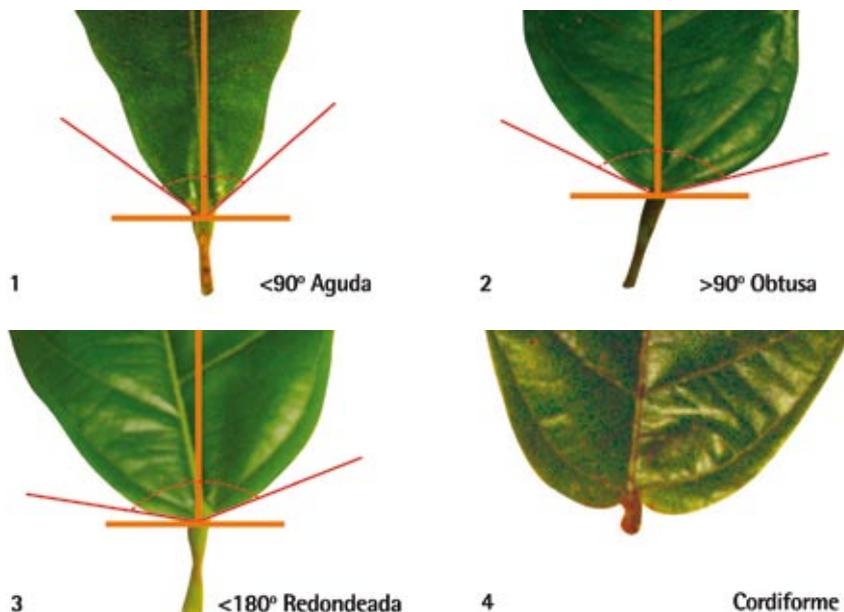


FIGURA 13

## 2.7 ÁPICE DE LA HOJA

Observe el ápice de la hoja y compare con la figura 14, recuerde que dicho ápice puede ser algo más largo o más corto que la figura mostrada, las figuras son para darle una idea.

1=agudo

2=acuminado largo

3= acuminado corto



FIGURA 14. Ápice de la Hoja

## 2.8 TEXTURA DE LA HOJA

Tome una hoja bien desarrollada y madura, observe si la misma es opaca y recorra su superficie por el envés con los dedos. Constate su textura, si la hoja es lisa y suave al tacto similar al papel de escribir se debe llamar "Cartácea", la misma, al arrugarla, debe volver a su forma original.

Si por el contrario es rugosa y algo áspera como el cuero o pergamino, seca e inflexible se debe llamar coriácea, esta hoja al arrugarla se resquebraja y no recupera su forma. Ver figura 15

1=cartácea

2=coriácea

3= otros

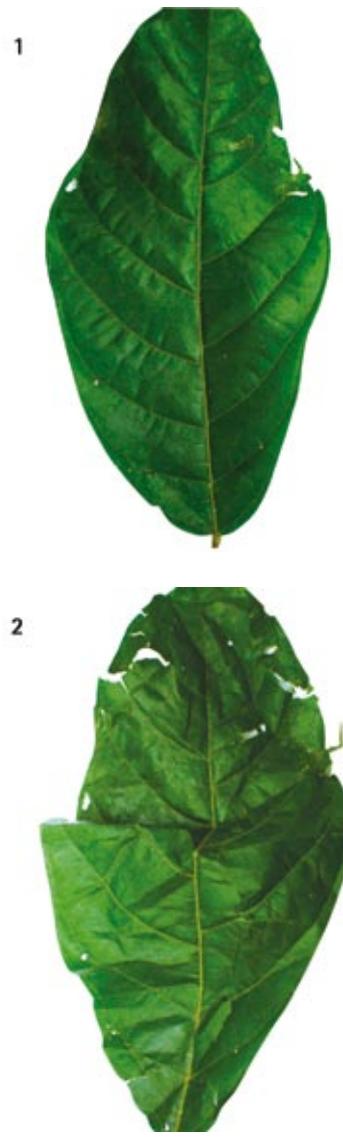


FIGURA 15



# CARACTERÍSTICAS DE LOS BROTES

### 3- CARACTERÍSTICAS DE LOS BROTES

#### 3.1 COLOR DE LA HOJA TIERNA

**C**olecte brotes frescos, son fáciles de reconocer ya que su color difiere del resto de las hojas, pudiendo tener distintas gradaciones de verde o de violeta, trate de que los mismos sean jóvenes. Se toma un brote por accesión.

**Antocianina:** Se refiere a la presencia en las hojas de un color violeta o rojizo con distintas variaciones e intensidades.

Utilice una tabla Munsell para hojas y registre el código correspondiente al color del brote observado.

- 1- Presencia de antocianina (Figura 16)
- En el código Munsell está desde 2.5 R hasta 10 R
- 3- Ausencia de antocianina (Figura 17)

En el código Munsell está desde 2.5 GY hasta 7.5 GY

#### 3.2 PUBESCENCIA EN BROTES TERMINALES

Observe el brote cuidadosamente y note la presencia o ausencia de tricomas (vellosidad o pelos) en las hojas y peciolo de este. Compare con la figura 18.

- 0=ausente
- 1= incipiente
- 2= intermedia
- 3= intensa



FIGURA 16



FIGURA 17

Nota: haga un registro fotográfico de los brotes, tome 3 exposiciones de cada uno directamente sobre el árbol, no use flash. Si no hay suficiente luz utilice una cartulina blanca rectangular para reflejar la luz hacia el brote.



FIGURA 18



# CARACTERÍSTICAS DE LA FLOR

## 4- CARACTERÍSTICAS DE LA FLOR

Para una caracterización eficiente es muy importante que se familiarice con cada una de las partes de la flor antes de comenzar a caracterizar. Preste atención a las imágenes y fotografías que se presentan a continuación. Asegúrese de identificar correctamente las distintas estructuras que componen la flor.

### 4.1 PARTES DE LA FLOR



FIGURA 19

**Pedúnculo:** Parte del eje floral entre el tálamo y la rama, es la estructura que "sostiene" la flor (figura 19)

**Sépalos:** Cada una de las piezas que componen el cáliz. Los distinguirá fácilmente, generalmente son 5 están bien diferenciados y suelen ser mas grandes que el resto de las partes de la flor (figura 20)



FIGURA 20

**Pétalos:** Cada una de las piezas que componen la corola. En el caso del cacao, cada pétalo esta compuesto por varias partes a saber: Cogulla, Limbo, Lígula, Líneas Guía. (Ver figuras 19 y 21)



FIGURA 21

**Estaminodios:** Estambres estériles, que han perdido la capacidad de producir polen y que a menudo se encuentran modificados en su morfología. Vienen en número de 5, pueden presentar varias gradaciones de color desde violeta claro a violeta oscuro, pudiendo ser en algunos casos totalmente blancos. (Figuras 19 y 21)

**Filamentos:** Muy pequeños y filiformes, sostienen las anteras,

vienen a ser los estambres de la planta. (Figuras 19, 22 y 23)

**Ovario:** Parte basal mas ampliada del pistilo, donde se encuentran los primordios seminales, en el se localizan los óvulos. (Figura 24)



FIGURA 23



FIGURA 24

**Estilo:** Parte superior del ovario prolongada en forma de estilete y que acaba en uno o varios estigmas, sirve de tubo conductor hacia el ovario. (Figura 24)

**Óvulos:** Gameto femenino, mayor que el masculino e inmóvil, aparece en las plantas con semilla, contiene la nucela donde se desarrolla el gametofito femenino con la oófera y otras células. Está rodeado de uno o dos tegumentos. Esta estructura dará origen a la semilla. (Figura 25)



FIGURA 22



FIGURA 25

Una vez que se haya familiarizado con cada una de las partes de la flor, proceda a coleccionar 10 flores para la mayoría de las características, con excepción del conteo de óvulos para lo cual el número de muestras es de 5. Para la verificación de autocompatibilidad el número puede variar entre 10 y 20.

#### 4.2 VERIFICACIÓN DE AUTOCOMPATIBILIDAD

Para realizar esta actividad, necesitará los siguientes implementos: plastilina, chinchas de colores, pinzas, tubos de aislamiento plástico transparentes. (figura 26)



FIGURA 26



FIGURA 27

En campo o en su colección, identifique las flores que utilizará como donadora de polen y como receptora, ambas de la misma planta, para ello no podrá seleccionar flores abiertas, deben ser botones florales a punto de abrir, fíjese en la separación incipiente de los carpelos para reconocerlos. (figura 27)

Proceda a aislar dichos botones utilizando un tubo de aislamiento plástico transparente (figura 28), el cual fijará a la planta con plastilina. No olvide identificar mediante chinchas de colores la flor que utilizará como receptora.

Es de hacer notar que debe aislar ambos botones tanto el de la flor donante como el de la receptora y que, ambas flores deben ser aisladas en horas de la tarde del día anterior a las labores de polinización.

Para realizar esta actividad es muy importante que usted tenga conocimiento sobre las horas más propicias para la misma, lo cual dependerá de la población o el material bajo estudio. No en todos los casos el polen se encuentra disponible en horas de la mañana.

Una vez abiertas ambas flores (recién abiertas), desprenda de la flor receptora con sumo cuidado los pétalos y estaminodios dejando únicamente los filamentos al descubierto, hágalo con delicadeza para evitar el desprendimiento de la flor. Luego tome la flor donante y desprenda los pétalos. Compruebe que las anteras se

encuentran abiertas y que el polen tiene un color blancuzco o crema. Luego, con sumo



FIGURA 28



Flor Aislada

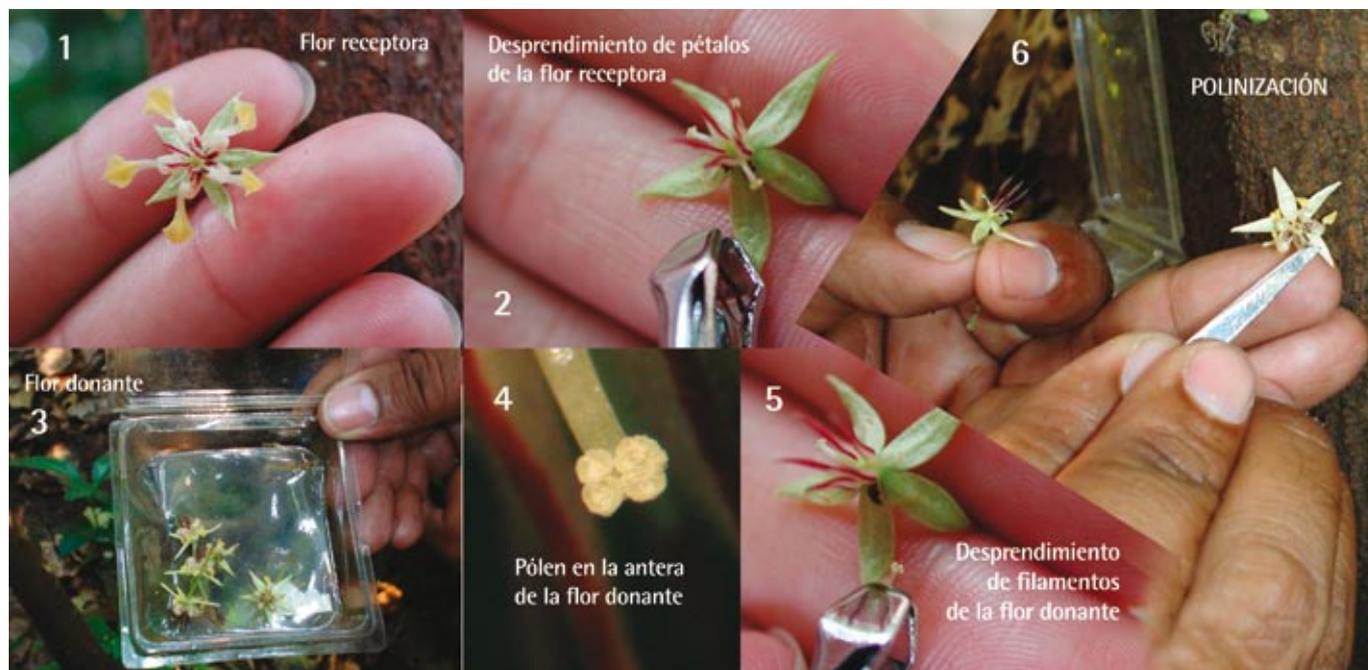


FIGURA 29

cuidado desprenda el filamento y frótelo en la parte superior del estilo de la flor receptora cuidadosamente, una vez hecho esto vuelva a aislar la flor y márquela con un chinche de color. (ver figura 29)

Pasadas 48 horas revise si la autofecundación tuvo éxito, lo notará por el inicio del engrosamiento del ovario.

Debe autofecundar entre 15 y 20 flores para asegurar un porcentaje de precisión adecuado, el cual debe ser mayor al 50%.

**Nota:** Esta labor presenta cierta dificultad, es necesario un entrenamiento previo con una persona experta.

### 4.3 PRESENCIA DE ANTOCIANINA EN LAS PARTES DE LA FLOR

#### 4.3.1 SÉPALO

Se denomina antocianina a la presencia del color rojo en la parte externa del sépalo. Se clasifica de la siguiente manera. (Figura 30)

0=ausente.

3=lígera. En el código Munsell 2.5 R hasta 8/4

5=intermedia. En el código Munsell 2.5 R desde 7/4, hasta 6/10

7=intensa. En el código Munsell, desde 2.5 R desde 5/4, hasta 4/10

#### 4.3.2 LIMBO DEL PÉTALO

Observe el pétalo bajo una lupa estereoscópica y determine la presencia o ausencia de antocianina en el limbo. (Figura 31)

0=Ausente

1=Presente

#### 4.3.3 FILAMENTO

Apoyándose en las fotografías anexas, determine la intensidad de la antocianina presente en el filamento de la flor, (ver figura 32) y clasifique como sigue:

0= ausente

3= presente



FIGURA 30. Presencia de antocianina en el sépalo de la flor

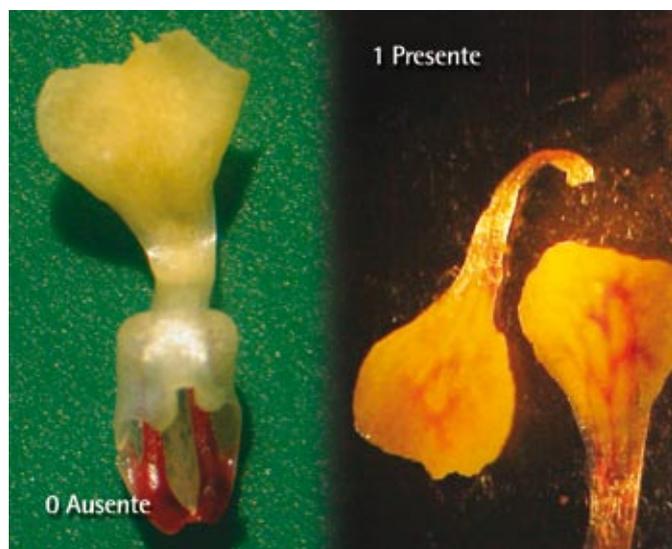


FIGURA 31. Presencia de antocianina en el limbo del pétalo



FIGURA 32. Presencia de antocianina en los filamentos

#### 4.3.4 ESTAMINODIO

Determine, apoyándose en las fotografías anexas, la intensidad de la antocianina presente en el estaminodio de la flor (ver figura 33) y clasifique como sigue:

0=ausente.

3=ligera. En el código Munsell 2.5 R desde 7/4 hasta 6/10

5=intermedia. En el código Munsell 2.5 R desde 5/8, hasta 4/10

7=intensa. En el código Munsell, 5RP desde 5/6, hasta 3/10



FIGURA 33. Presencia de antocianina en el estaminodio de la flor

#### 4.3.5 PARTE INFERIOR DEL ESTILO

Observe la mitad inferior del estilo y determine la intensidad de antocianina presente, (ver figura 34), clasifique

0= ausente

3= presente

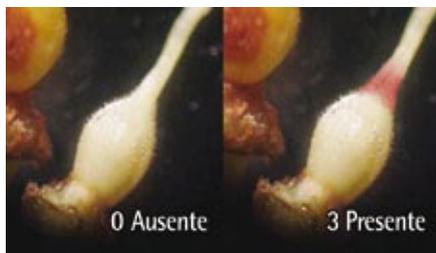


FIGURA 34

#### 4.3.6 LINEAS GUIA

0=ausente.

3=ligera. En el código Munsell 2.5 R desde 7/4 hasta 6/10

5=intermedia. En el código Munsell 2.5 R desde 5/8, hasta 4/10

7=intensa. En el código Munsell, 5RP desde 5/6, hasta 3/10

#### 4.4 LARGO DEL OVARIO (mm)

Desprenda cuidadosamente cada una de las partes de la flor y deje al descubierto el ovario, colóquelo sobre un portaobjeto graduado y registre la medida del largo como se muestra en la figura 35. De no poseerlo utilice un vernier.



FIGURA 35

#### 4.5 LARGO DEL ESTILO (mm)

Coloque el estilo sobre un portaobjeto graduado y registre la medida y registre la medida del largo como se muestra en la figura 36. De no poseerlo utilice un vernier.

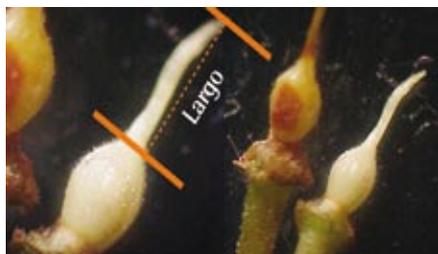


FIGURA 36

#### 4.6 NÚMERO MÁXIMO DE ÓVULOS POR OVARIOS

Desprenda cuidadosamente cada una de las partes de la flor con excepción del pedúnculo y del ovario. Colóquelos en una cápsula de petri con alcohol (isopropílico 75%) entre 30 segundos y 1 minuto como máximo. Luego, con una pinza tome cuidadosamente la flor por el pedúnculo, exactamente en la parte basal del ovario y colóquela bajo la lupa estereoscópica.

Con un bisturí proceda a eliminar el estilo justo en el punto de inserción de este con el ovario, tal y como se indica en la figura 37. Posteriormente tome una aguja de disección muy fina (se recomienda utilizar las agujas para insulina) y con sumo cuidado realice

cortes superficiales en el ovario siguiendo las suturas carpelares, (mínimo 5 cortes) apóyese en la figura 38.

Una vez hechos los cortes, proceda con sumo cuidado a separar las paredes del ovario hasta dejar al descubierto la masa de óvulos (ver figura 39), los cuales deberá contar bajo la lupa estereoscópica.

Nota: Antes de realizar esta tarea es conveniente que practique hasta que obtenga la destreza necesaria, esta labor es tediosa tanto para la realización de los cortes como el contaje de los óvulos, debe tener paciencia y trabajar con delicadeza.



FIGURA 37

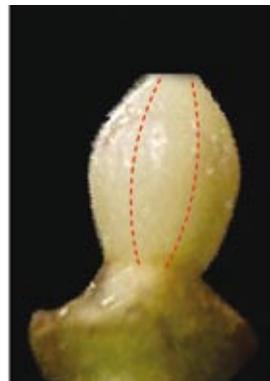


FIGURA 38



FIGURA 39

Nota: Antes de realizar esta tarea es conveniente que practique hasta que obtenga la destreza necesaria, esta labor es tediosa tanto para la realización de los cortes como el contaje de los óvulos, debe tener paciencia y trabajar con delicadeza.





# CARACTERÍSTICAS DEL FRUTO

## 5- CARACTERÍSTICAS DEL FRUTO

Se tomarán 10 frutos por cada clon o accesión, preferiblemente provenientes del tronco principal. En el caso de existir réplicas puede coleccionar al azar entre las mismas hasta completar el número total de frutos requerido.

Nota: No puede dejar los frutos de un día para otro ya que pierden cualidades de peso etc, por lo tanto cuide de coleccionar un número con el que pueda trabajar diariamente en su totalidad.

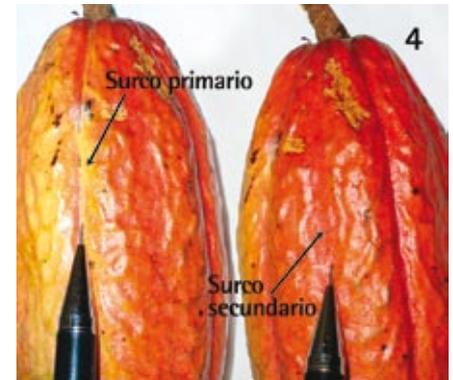
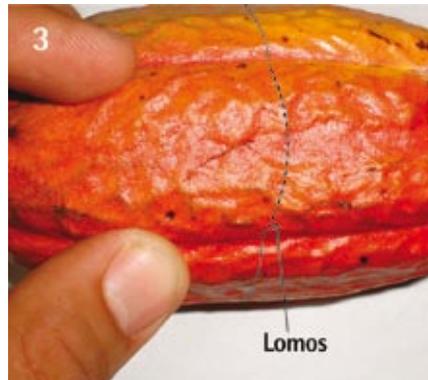
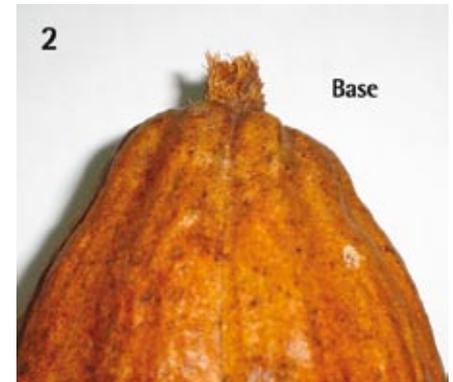
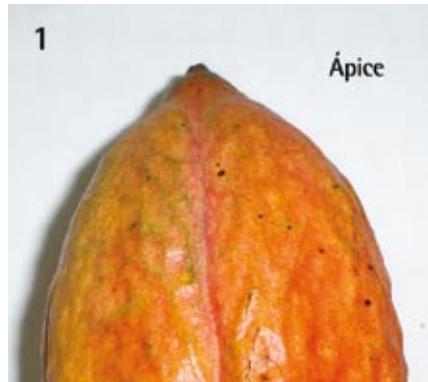
### 5.1 PARTES DEL FRUTO

El fruto del cacao botánicamente está clasificado como una baya, aunque a nivel de campo se hace referencia al mismo como "mazorca". Para poder caracterizarlo de forma eficiente es muy importante que se familiarice con cada una de sus partes, preste atención a las fotografías que se presentan a continuación (figura 40).

Ápice: Extremo mas alejado del pedicelo (1)

Base: Extremo del fruto que está unido al árbol por el pedicelo (2)

Lomos: Observe el fruto y vera que posee unas protuberancias uniformes, las cuales asemejan a un "lomo" o joroba, a todo lo largo del mismo, en la mayoría de los casos dichas protuberancias vienen en pares y se



habla de "pares de lomos". (3)

Surcos: En el fruto, Observe las hendiduras que atraviesan el fruto a lo largo, dichas hendiduras separan los "pares de lomos" y se conocen como surcos. Se considera surco primario a aquel que separa un par de lomos de otro, por lo general suelen ser mas profundos que los secundarios, estos últimos, son los que dividen el par de lomos. (4)



Semillas: Estructura producida a partir de un óvulo luego de la fecundación. Consiste en el embrión acompañado o no de mucílago y protegido por el episperma. (5)

## 5.2 COLOR DEL FRUTO

Para poder caracterizar el color de fruto debe usar una tabla Munsell. Utilice preferiblemente frutos en punto de madurez de cosecha el cual por regla general se da entre los 4 a 5 meses de edad del fruto y se evidencia por el inicio del cambio de color. (Ver figura 41)



FIGURA 41. Color del Fruto

## 5.3 INTENSIDAD DE ANTOCIANINA EN LOS LOMOS DEL FRUTO INMADURO

Observe los lomos del fruto inmaduro en el campo o en su colección según el caso. Apóyese en la figura 42 y clasifique usando la tabla munsell:

0=ausente.

3=ligera. En el código Munsell 2.5 R hasta 8/4

5=intermedia. En el código Munsell 2.5 R desde 7/4, hasta 6/10

7=intensa. En el código Munsell 2.5 R desde 5/4 hasta 4/10



Ausente



Ligera



Intermedia



Intensa

FIGURA 42. Intensidad de Antocianina en los lomos del fruto inmaduro

#### 5.4 INTENSIDAD DE ANTOCIANINA EN LOS SURCOS PRIMARIOS DEL FRUTO INMADURO

Observe el surco primario del fruto en el campo o en su colección según el caso, lo reconocerá porque suele estar bien definido, separando un par de lomos de otro, además de ser el más profundo a simple vista. Apóyese en la figura 43 y clasifique:

0=ausente.

3=ligera. En el código Munsell 2.5 R hasta 8/4

5=intermedia. En el código Munsell 2.5 R desde 7/4, hasta 6/10

7=intensa. En el código Munsell 2.5 R desde 5/4 hasta 4/10



*Ausente*



*Ligera*



*Intermedia*



*Intensa*

FIGURA 43. Intensidad de Antocianina en los surcos primarios del fruto inmaduro

## 5.5 FORMA DEL FRUTO

Observe la forma del fruto, compare con la figura 44 y 44.1 y clasifique:

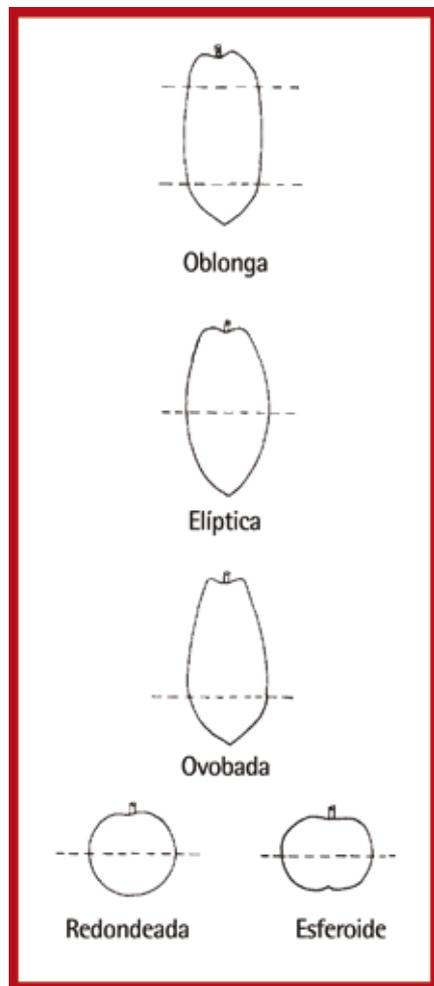


FIGURA 44

FIGURA 44.1 Forma del Fruto



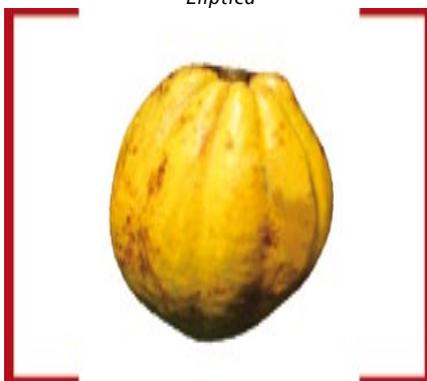
Oblonga



Elíptica



Ovobada



Redondeada



Esferoide

## 5.6 CONSTRICCIÓN BASAL

Observe la base del fruto y compare con la figura 45 y 45.1, recuerde que las mismas son tan solo una guía y que no tienen porque representar con exactitud la que usted esté caracterizando.

0=ausente

3=ligera

5=intermedia

7=pronunciada

9=otra

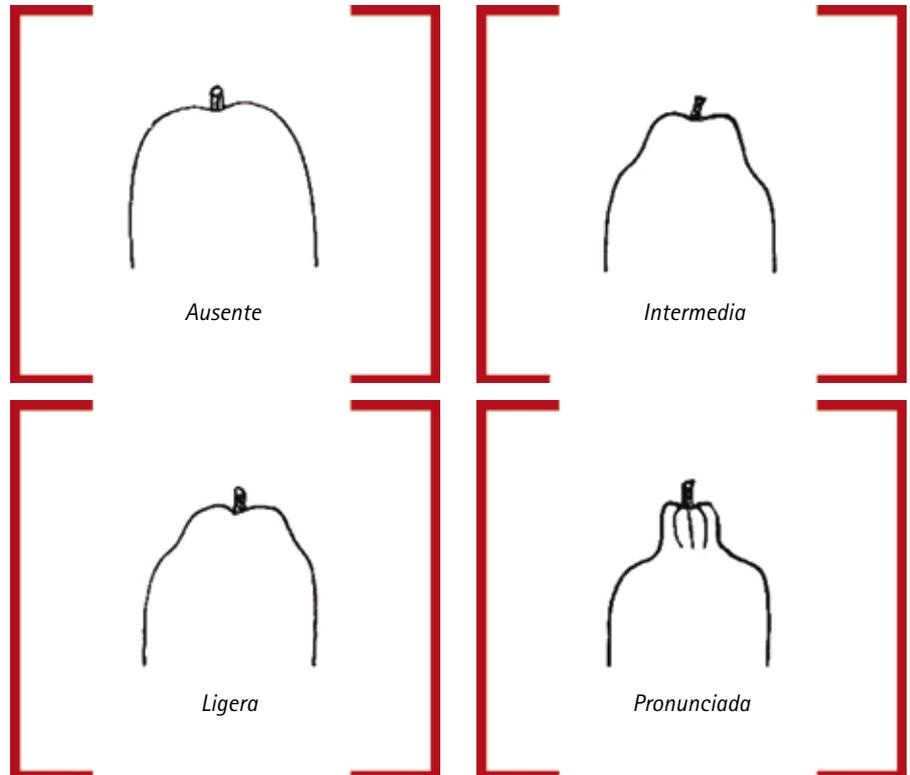


FIGURA 45 Constricción Basal

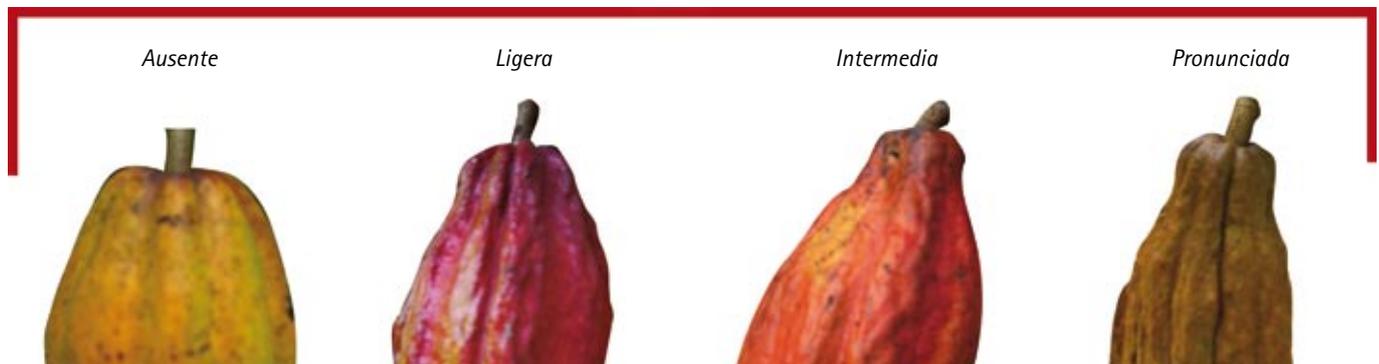


FIGURA 45.1 Constricción Basal

## 5.7 ÁPICE DEL FRUTO

Observe la parte apical del fruto compare con la figura 46 y 46.1, recuerde que las mismas son tan solo una guía y que no tienen porque representar con exactitud la que usted este caracterizando.

1= atenuado

4= redondeado

2= agudo

5= mamiforme

3= obtuso

6= atenuado en curva



FIGURA 46. Ápice del Fruto

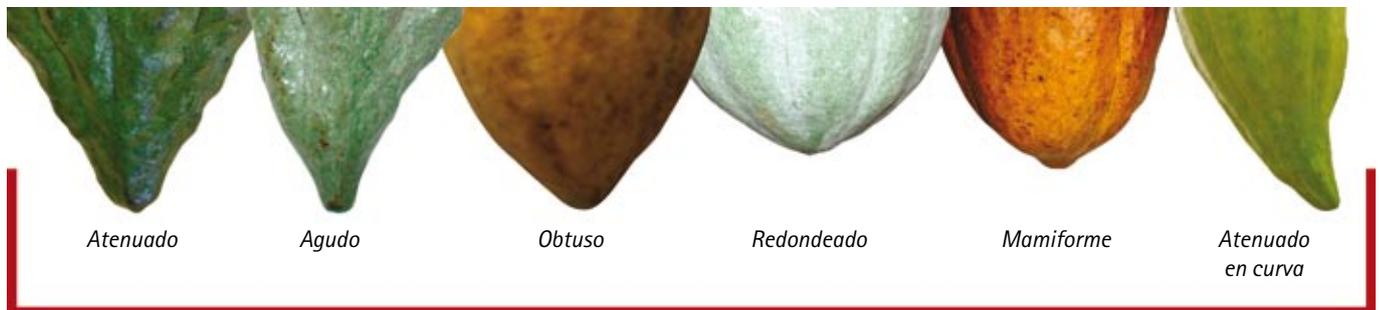


FIGURA 46.1 Ápice del Fruto

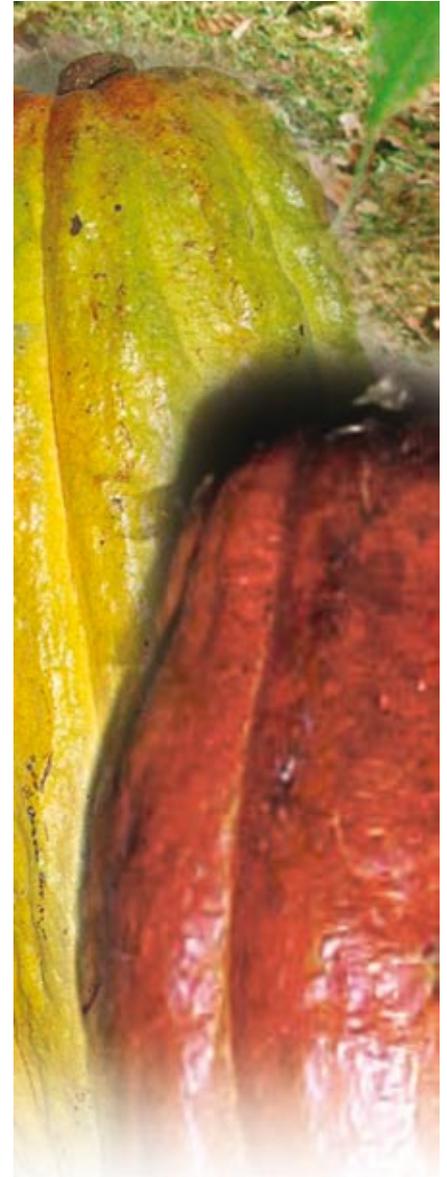
### 5.8 RUGOSIDAD DE LA SUPERFICIE DE LA MAZORCA

Observe la rugosidad en la superficie del fruto, apóyese en la figura 47 y clasifique

- 0= ausente
- 3= ligera
- 5= intermedia
- 7= intensa



FIGURA 47



## 5.9 PESO DEL FRUTO

En una balanza, coloque el fruto y registre su peso en gramos (ver figura 48)



FIGURA 48. Peso del Fruto

## 5.10 DUREZA DEL MESOCARPO

Mida la resistencia de penetración del fruto con un penetrómetro para frutas. Para ello, con la mano izquierda (si usted es diestro), tome el fruto y manténgalo firmemente. Con la mano derecha tome el instrumento y presione el botón de retorno de la aguja. Seguidamente, coloque el embudo del equipo en el punto seleccionado para la penetración y comience a introducir lentamente el embudo en el fruto hasta la pulpa. Tome nota del valor kg que marca la aguja del equipo. Repita esta operación dos veces en cada fruto,

en puntos opuestos del mismo y en un total de 10 frutos por planta o clon. (ver figura 49)



FIGURA 49. Dureza del Mesocarpo

## 5.11 LARGO DEL FRUTO

Tome el fruto y realice un corte longitudinal siguiendo el contorno del mismo tal y como se muestra en la figura 50, tenga cuidado de no profundizar mucho el corte para no maltratar las semillas puesto que las utilizará posteriormente. Luego separe el fruto en dos mitades, apóyese en la figura 51.

Proceda a retirar las semillas con sumo cuidado, colóquelas aparte ya que también deberá caracterizarlas; dicha metodología será explicada mas adelante.

En la planilla diseñada para caracterización de frutos, coloque la mitad superior del mismo y proceda a delinear su forma tal y como se indica en la figura 52. Utilice un lápiz con punta fina o un portamina para el delineado.



FIGURA 50. Corte longitudinal



FIGURA 51. Separación en dos mitades

Una vez delineado el fruto en la planilla, proceda a medir con una regla el largo del fruto tal y como se indica en la figura 53. También puede realizar este trabajo con una tabla de medición, tal y como se muestra en la figura 54.

Tome además ambas mitades del fruto y realice un corte transversal (ver figura 55) a ambas mitades, (debe tratar de realizar los cortes a la misma altura para ambas mitades), posteriormente, limpie la parte



FIGURA 54



FIGURA 56



FIGURA 52

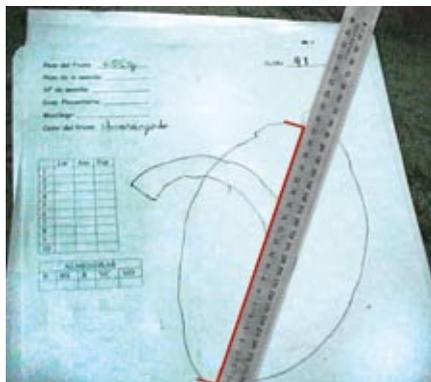


FIGURA 53



FIGURA 55

interna del fruto hasta asegurarse de remover los restos de placenta. Una vez hecho esto, coloque una de las mitades sobre la planilla (ver figura 56) y proceda a delinearla, luego coloque la otra mitad de manera tal que al delinearla usted obtenga la circunferencia del fruto. Apóyese en la figura 57



FIGURA 57

Peso del Fruto: \_\_\_\_\_  
 Peso de la semilla: \_\_\_\_\_  
 Nº de semilla: \_\_\_\_\_  
 Nº de semillas vanas \_\_\_\_\_  
 Color del fruto: \_\_\_\_\_

CLON: \_\_\_\_\_

	L	A	G
1			
2			
3			
4			
5			

ALMENDRAS				
B	BS	R	VC	VO

Observaciones: \_\_\_\_\_

Planilla para la Caracterización de Frutos y Semillas

## 5.12 ANCHO DEL FRUTO

Determine con una regla el punto mas ancho del fruto (ver figura 58). También puede realizar este trabajo con una tabla de medición, tal y como se muestra en la figura 59

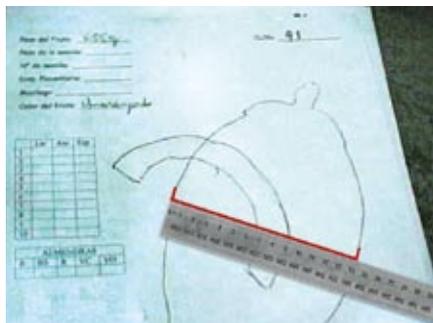


FIGURA 58



FIGURA 59

## 5.13 RELACIÓN LARGO/ANCHO

Divida el valor obtenido en el largo entre el obtenido en el ancho

## 5.14 APARIENCIA DE LOS PARES DE LOMOS

Observe el fruto y note las protuberancias a lo largo de este denominadas "lomos", también puede observarlo en el dibujo que usted realizó previamente en la planilla, apóyese en la figura 60 y clasifique

- 0= fusionados
- 3= ligeramente separados
- 5= intermedios
- 7= bien separados
- 9= equidistantes



Fusionados



Intermedios



Bien separados



Ligeramente separados



Equidistantes

FIGURA 60. Apariencia de los pares de lomos

### 5.15 PROFUNDIDAD DE LOS SURCOS PRIMARIOS

Observe la profundidad de los surcos que separan los pares de lomos, tanto en el fruto como en el dibujo que realizó previamente en la planilla, trace líneas rectas entre los pares de lomos sobre el surco primario (apóyese en la figura 61) y proceda a medir la profundidad de los mismos con una regla, luego promedie el total de los mismos.

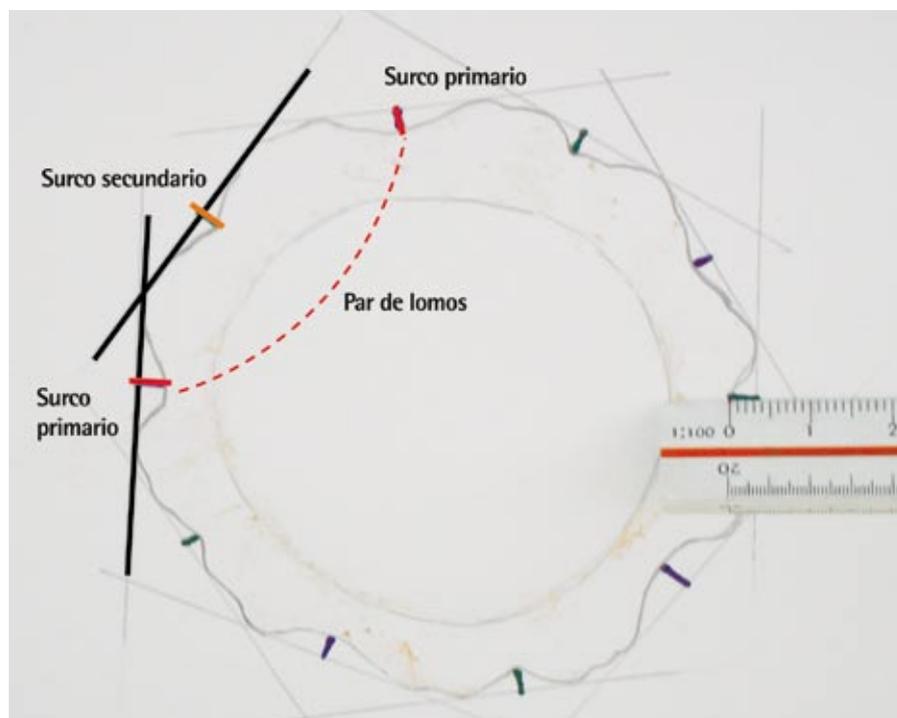


FIGURA 61. Profundidad surcos primarios

### 5.16 PROFUNDIDAD DE LOS SURCOS SECUNDARIOS

Observe la profundidad de los surcos que separan los lomos, tanto en el fruto como en el dibujo que realizó previamente en la planilla, siga el mismo procedimiento que en el punto anterior pero esta vez trace las líneas entre cada lomo sobre el surco secundario (apóyese en la figura 61).

Mida la profundidad de los surcos secundarios con una regla, promedie el total obtenido.

## 5.17 GROSOR DE LA PARED DE LA CÁSCARA

El espesor de la pared de la cáscara lo medirá con un vernier en el corte del fruto que ha realizado previamente y también en la planilla donde lo delineó, debe limpiar todos los restos de placenta del interior de la cáscara y deberá medir lo siguiente:

### 5.17.1 Surco Primario en mm

Coloque el vernier en cada surco primario y mida desde el surco hasta el borde de la cáscara, (ver figura 61), promedie estos resultados.

### 5.17.2 Surco Secundario en mm

Coloque el vernier en cada surco secundario y mida desde el surco hasta el borde de la cáscara ver (figura 61) promedie estos resultados

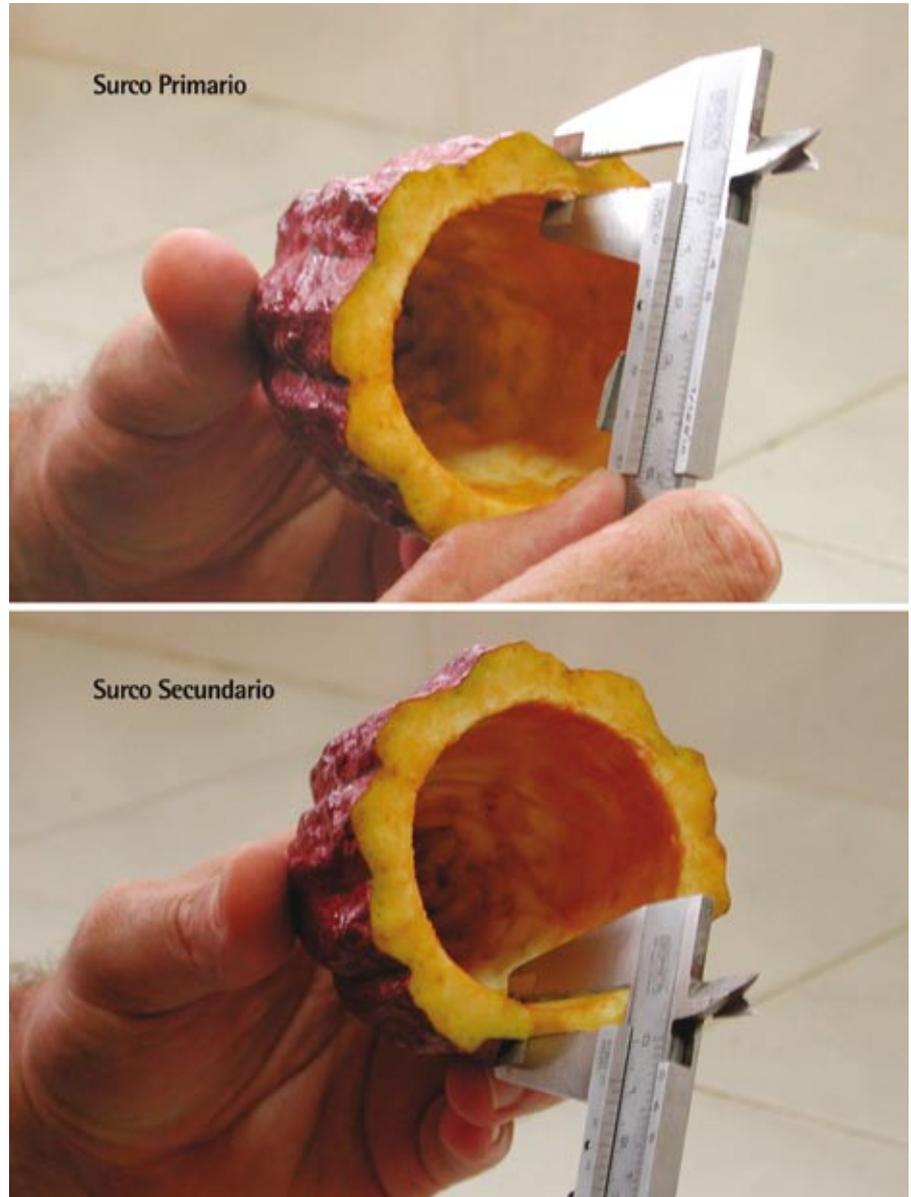


FIGURA 62. Grosor de la Pared de la Cáscara



# CARACTERIZACIÓN DE SEMILLAS

## 6- CARACTERIZACIÓN DE SEMILLAS

Para las labores de caracterización de semillas es recomendable la utilización de guantes quirúrgicos

Luego de cortar el fruto longitudinalmente, extraiga el conjunto de semillas y desgrane. (ver figura 63)

### 6.1 PESO DE LA SEMILLA (g)

Pese el total de semillas con mucílago, (ver figura 64)



FIGURA 64

### 6.2 PESO FRESCO DE LAS SEMILLAS

Tome el total de las semillas del fruto, elimine el mucílago mediante un frotado con aserrín, límpielas posteriormente para eliminar los restos de aserrín. Péseles nuevamente. (ver figura 65)

Nota: También puede lavar las semillas con agua hasta que queden limpias, colóquelas sobre un papel absorbente para eliminar el exceso de agua.



FIGURA 63



FIGURA 65

### 6.3 CANTIDAD DE SEMILLAS POR FRUTO

Cuente el número total de semillas presentes en cada fruto. Separe y cuente el número de semillas vanas, estas últimas las reconocerá por ser blandas y huecas al tacto. Registre en la planilla el número total de semillas y el número de semillas vanas.



### 6.4 FORMA DE LA SEMILLA EN SECCIÓN LONGITUDINAL

Agrupe todas las semillas del fruto una vez que le haya retirado el mucílago y sepárelas por su forma, registre el número total de semillas para cada forma observada. Posteriormente, seleccione la forma predominante como la característica del clon o accesión. (Ver figura 66)

- 1= oblonga
- 3= elíptica
- 5= ovoide

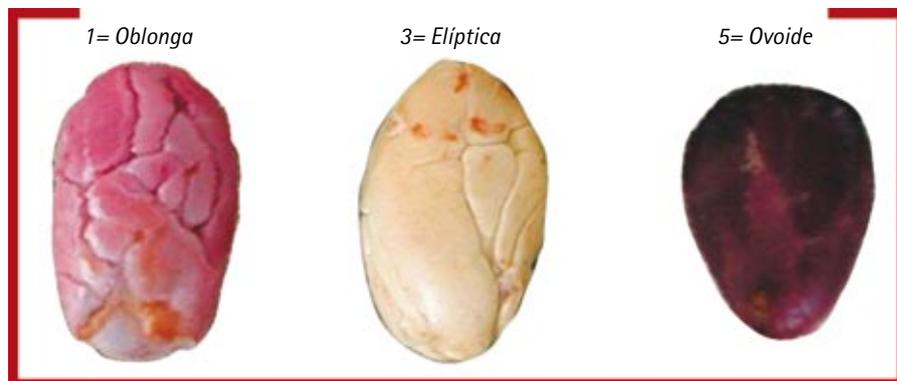


FIGURA 66



## 6.5 LARGO, ANCHO Y ESPESOR DE LA SEMILLA

Tome 5 semillas de cada fruto al azar y proceda a medir el largo, ancho y espesor, para ello deberá utilizar un vernier o en su defecto un cacaómetro. Apóyese en las figuras anexas para el uso correcto del cacaómetro y del vernier. (Ver figura 67)

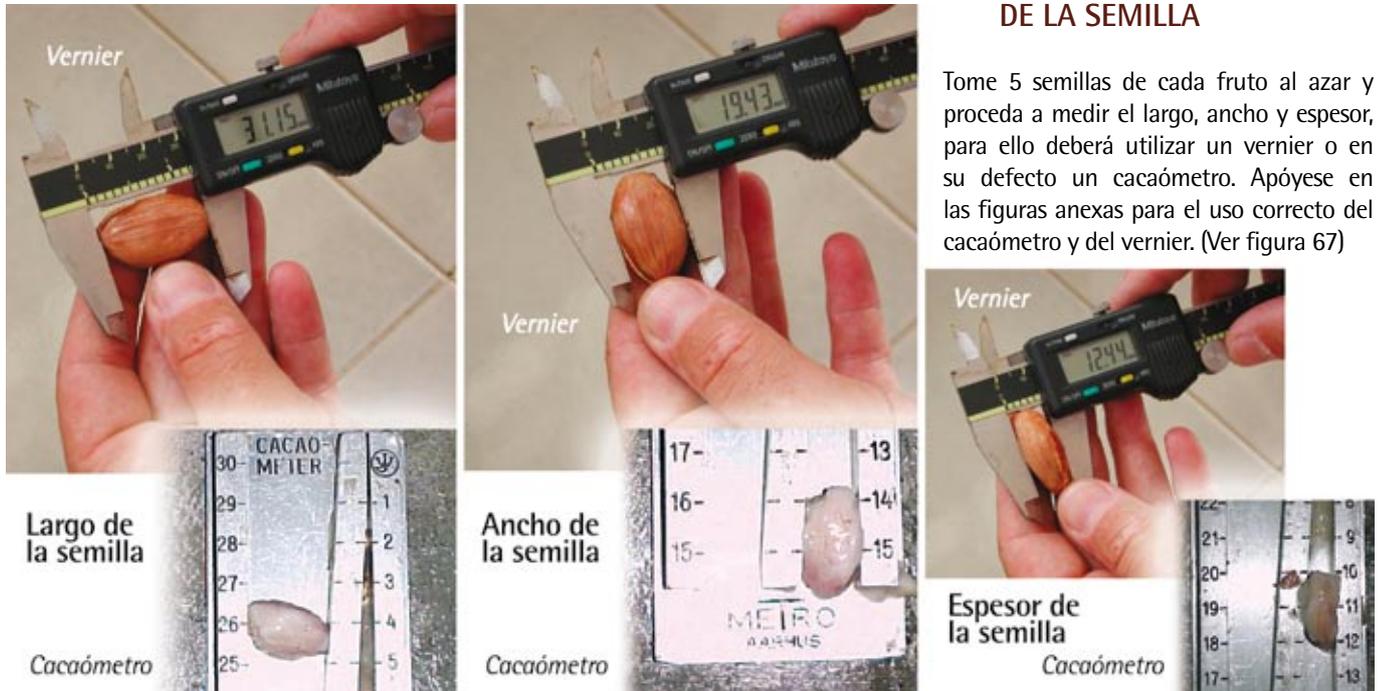


FIGURA 67. Largo, ancho y espesor de la Semilla

## 6.6 PESO FRESCO DE 5 SEMILLAS

Tome las 5 semillas por fruto que previamente ha limpiado y medido, péselas.

## 6.7 PESO SECO DE LAS SEMILLAS

Tome las 5 semillas por fruto que previamente ha medido y pesado, séquelas en una estufa a 110° c por 24 h, luego péselas nuevamente. (Ver figura 68)



FIGURA 68

## 6.8 INDICES DE PRODUCTIVIDAD

### 6.8.1 Índice de Almendra (I.A.)

Se refiere al peso en gramos de una (1) almendra seca. Se suma el peso total de cinco almendras secas (con testa), de cada uno de los 10 frutos por clon y su resultado se divide entre el número total de semillas ( $5 \times 10 = 50$ ), por lo tanto la formula es: Sumatoria del peso total de cinco semillas de 10 frutos/50

### 6.8, 2 Índice de Mazorca (I.M.)

Se define como la cantidad de frutos necesarios para lograr o producir un Kg de cacao seco, se calcula a través de la ecuación:  $1000/I.A. \times N^{\circ}$  total de almendras por fruto.



FIGURA 69

## 6.9 PESO SECO DE LA SEMILLA SIN TESTA

Luego de secada y pesada la semilla, elimine cuidadosamente la cascarilla o testa, hágalo cuidadosamente y proceda a pesar nuevamente, (ver figura 69)

Cascarilla o testa: Se refiere a la cubierta de la semilla que protege los cotiledones (ver figura 70), la cual puede retirarse fácilmente por frotamiento una vez seca la semilla.

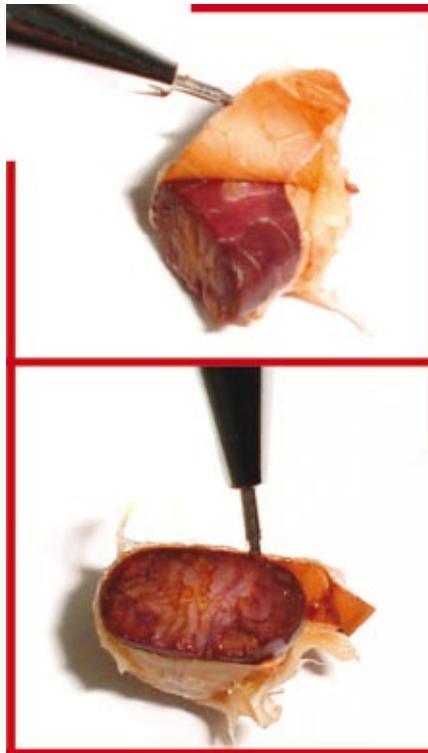


FIGURA 70

## 6.10 PESO SECO DE LA TESTA

Es la diferencia existente entre el peso seco de la semilla y el peso seco sin testa.



### 6.11 COLOR DEL COTILEDÓN

Tome todas las semillas restantes del fruto y con un cuchillo realice un corte transversal, observe el color, utilice una tabla Munsell y clasifique. (ver figuras 71,72 y 73)  
Esta labor requiere de cuidado y de cierta

lógica ya que los colores no siempre se distinguen con claridad y la semilla una vez seccionada tiende a oxidarse rápidamente, adquiriendo una coloración más oscura. Si la semilla presenta varios colores indique y especifique.  
Así mismo, en la planilla, registre los colores

observados de la siguiente manera:

COLOR	CÓDIGO MUNSSELL	CÓDIGO MUNSSELL
	Desde	Hasta
1- B= Blanco	La tabla no posee código para blancos	
3- BS = Blanco segregado	Se refiere al color blanco manchado con color violeta o rojizo, indefinible a nivel de tabla Munsell	
5- R Rosado	5 RP 8/2	5RP 7/8
7- VC Violeta claro	5 RP 6/2	5 RP 5/10
9- VO Violeta oscuro	5 RP 4/2	5 RP 3/10



FIGURA 71 Color del Cotiledón

Observe cuidadosamente las figuras 71, 72 y 73, recuerde que los colores pueden no ser exactos. En caso de que usted no logre ubicar el color del cotiledón en ninguno de los ya descritos, especifique en un cuadro colocando su respectivo condigno Munsell.



FIGURA 72 Color del Cotiledón seccionado

## TABLA MUNSELL

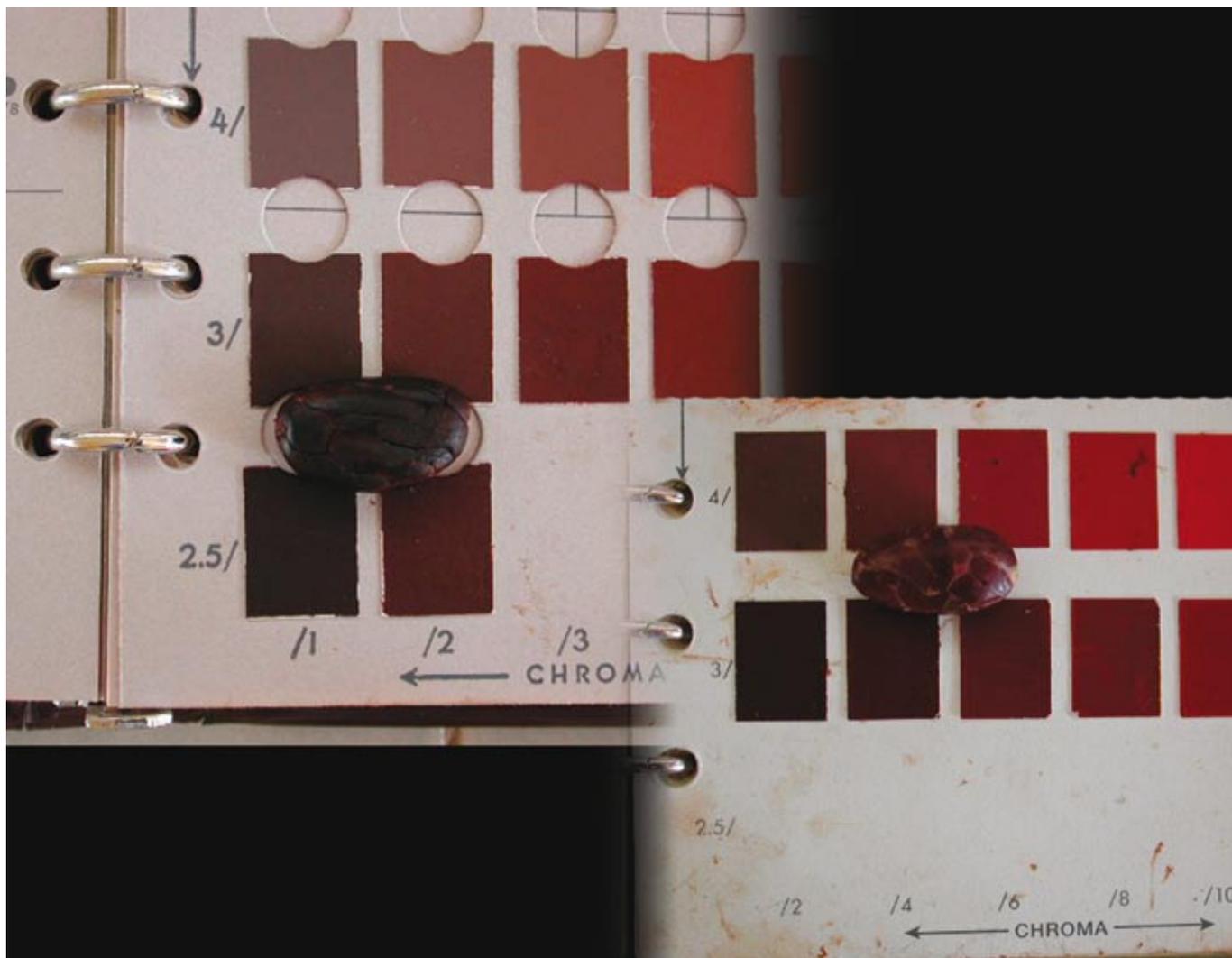


FIGURA 73 Color del Cotiledón



Bartley, B. 2005. The Genetic Diversity of Cacao and its Utilization. CABI Publishing. 337p.

Bayer, C.; Fay M.; De Bruijn A.; Savolainen V.; Morton C.; Klubitzk K.; Alverson W.; Chase M. 1999. Support for and expanded family concept of Malvacea within recircumscribed order Malvales: a combined analysis of plastid atpB and rbcL DNA sequences. Botanical Journal of the Linnean Society 129: p 267-303.

Bekele F.; Bekele I.; Richardson A.; Seow G.; Waheed R. 1994. Numerical taxonomic studies on cocoa (*Theobroma cacao* L) in Trinidad. Euphytica 75: 231-240

Bekele F.; Bekele I. 1995. Further studies on a concise list of morphological descriptors for cacao. p 155-156 In: Proceedings of the International Workshop on Cocoa Breeding strategies, Kuala Lumpur, Malaysia, October 18-19, 1994, Ingenic Secretariat, United Kingdom.

Bekele F.; Bekele I. 1996. A Sampling of the phenotypic diversity in the International Cocoa Gene bank Trinidad. Crop Science: 36(1): 57-64

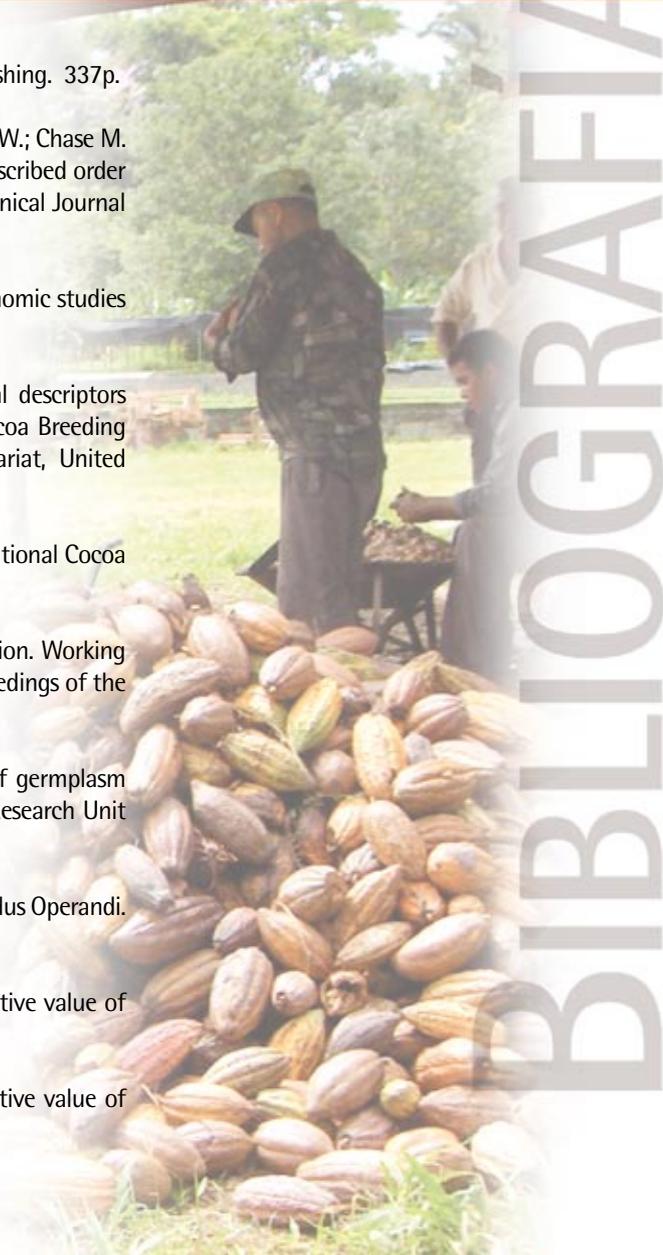
Bekele F.; Butler D. 2000. Proposed list of cocoa descriptors for characterization. Working procedures for cocoa germoplasm evaluation and selection. p 41-48 In: Proceedings of the CFC/ICCC/IPGRI project Workshop. Montpellier, France 1-g February, 1998

Bekele F.; Bidaisee G.; Mollineau W. 2001. Morphological characterization of germplasm from the ICGT: highlights of recent findings. Annual Report of the Cocoa Research Unit for 2000. p 16-21.

Engels, M.; B. Bartley.; G. Enriquez. 1980. Cacao Descriptor, Their State and Modus Operandi. Turrialba 30: p 209 – 218.

Engels, J. 1983a. A systematic description of cacao clones. 1. The discriminative value of quantitative characteristics. Euphytica 32: p.377-385.

Engels, J. 1983b. A systematic description of cacao clones. 2. The discriminative value of qualitative characteristics. Euphytica 32: p. 387-396.



Gómez A.; Ramos G. 2000. Catálogo de Descriptores de Cacao, Occidente. 2000.

Girón C.; Castillo A. 2002. Rescate, Preservación Clonal y Uso de Plantas Superiores de Cacao en Productividad y Calidad del Bosque Húmedo Tropical de Barlovento. Informe Final. Caucagua. 48 p.

Jiménez, J. 2006. Caracterización Morfológica y Molecular del Jardín Clonal de Cacao (*Theobroma cacao* L), Ubicado en la Estación INIA Miranda. Tesis Pre-Grado. Maracay, Venezuela; Facultad de Agronomía, Universidad Central de Venezuela.

Judd, W.; Manchester S. 1997. Circumscription of Malvaceae (Malvales), as determined by a preliminary cladistic analyses of morphological, anatomical, palynological and chemical characters. *Brittonia* 49 : p 384-405.

Judd, W.; Cambell C.; Kellog E.; Stevens P. 1999. Plant systematics a phylogenetic approach. Sinauer associates, Inc. Sunderland Massachusetts U.S.A. p 329-333.

Lachenaud, P.; Bonnot F.; Oliver G. 1999. Use of floral descriptors to study variability in wild cocoa trees (*Theobroma cacao* L) in French Guiana. *Genetic Resources and Crop Evolution*. 46: 491-500.

Motilal, L.; Butler D. 2002. Verification of identities in global cacao germoplasm collections. *Genetic Resources and crop evolution* 50: p 799-807.

Ramos, G. 1997. Situación actual de la investigación venezolana en germoplasma de cacao. En: I Congreso Venezolano del Cacao y su Industria, Maracay, Estado Aragua. Memorias. p 155-163

Ramos, G.; Gómez, A. 2005. Metodología para el conteo de óvulos de cacao. INIA-Mérida. (Comunicación personal)

Sánchez, P.; Jaffe, K. 1992. Rutas de migraciones humanas precolombinas a la amazonia, sugeridas por la distribución del Cacao. *Interciencia*, Vol 17 (28-34).

San Vicente, F.; Pérez D.; Alfaro Y.; Segovia V. 1995. Programa Nacional de Investigación

en recursos Fitogenéticos. En: Encuentro Interinstitucional de Recursos Fitogenéticos. ( 1. 1994, Maracay, Venezuela). Memorias. Compilado por: Delis Pérez. Maracay, Venezuela. Fondo Nacional de Investigaciones Agropecuarias, Centro Nacional de Investigaciones Agropecuarias. p 12-27

Vélez F.; Valery G. 1990. Plantas alimenticias de Venezuela. Monografía # 37. Fundación Bigott. Sociedad Ciencias Naturales La Salle. Venezuela.

Whitlock, B.; Bayer C.; Baum D. 2001. Phylogenetic Relationships and Floral Evolution of the Byttnerioideae ("Sterculiaceae" or Malvaceae s.l.) Based on Sequences of the Chloroplast Gene ndhF. Systematic Botany, 26: p 420-437

