



UNIVERSIDAD DE ORIENTE
NÚCLEO DE SUCRE
ESCUELA DE CIENCIAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA

CARACTERIZACIÓN MORFOLÓGICA Y CITOGENÉTICA DEL HÍBRIDO
EXPERIMENTAL *Aloe jucunda* Reyn. x *Aloe vera* (L.) Burm. f.
(ASPHODELACEAE)

(Modalidad: Tesis de Grado)

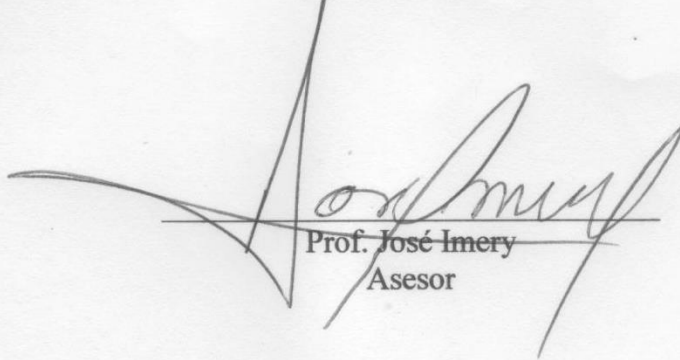
WENDY OZOLS NARBONA

TRABAJO DE GRADO PRESENTADO COMO REQUISITO PARCIAL PARA
OPTAR AL TÍTULO DE LICENCIADA EN BIOLOGÍA

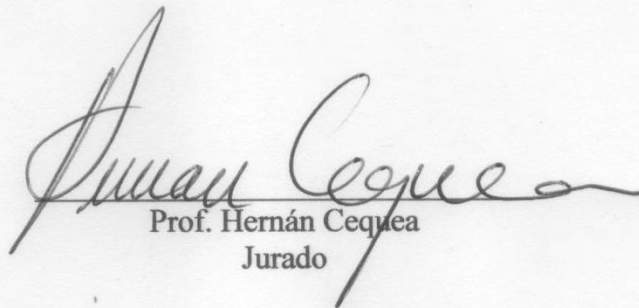
CUMANA, 2018

CARACTERIZACIÓN MORFOLÓGICA Y CITOGENÉTICA DEL HÍBRIDO
EXPERIMENTAL *Aloe jucunda* Reyn. x *Aloe vera* (L.) Burm. f.
(ASPHODELACEAE)

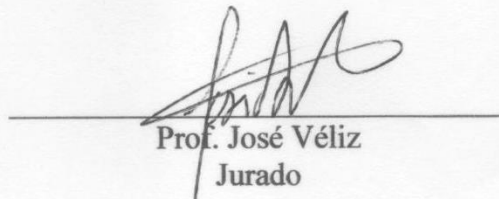
APROBADO POR:



Prof. José Imery
Asesor



Prof. Hernán Cequea
Jurado



Prof. José Véliz
Jurado

ÍNDICE

DEDICATORIA	i
AGRADECIMIENTOS	ii
LISTA DE TABLAS	iii
LISTA DE FIGURAS.....	v
RESUMEN	ix
INTRODUCCIÓN	1
METODOLOGÍA	11
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	19
CONCLUSIONES	86
RECOMENDACIONES.....	87
BIBLIOGRAFÍA	88
ANEXOS	99
HOJAS DE METADATOS	117

DEDICATORIA

A mis hijos Bianca Sofía y Daniel Ernesto.

A mi compañero de vida José.

A mi madre Mary Cruz.

LOS AMO Y ESTE GRAN ESFUERZO ES PARA USTEDES.

AGRADECIMIENTOS

A mis amados hijos Bianca Sofía y Daniel Ernesto, por ser mi principal fuente de inspiración y motivación.

A mi asesor y compañero José Imery Buiza, por creer en mí y por jamás dejarme rendir ante todas las adversidades que se me presentaron durante este largo camino, además de su invaluable aporte científico durante toda mi formación profesional.

A mi madre Mary Cruz Narbona, eternamente agradecida por siempre estar allí de forma incondicional para ayudarme cuando más la necesité.

A la Universidad de Oriente, por brindarme la oportunidad de ser parte de ella a nivel laboral y ahora como profesional.

A mis compañeros, Giovanna, Yennifer, Rismaini, Luis Antonio, Ambar, Rafael, Jaime, Lederle, Amarilis, Orangel, Luis Andrés, Génesis y Yanecy, por permitirme formar parte de ustedes aún con la gran diferencia generacional y acompañarme a lo largo de esta agradable y ardua travesía.

A mis profesores, Rosanna Valerio, José Véliz, Yelitza Mago, Elena Marcano, María Balza, Leida Marcano, Víctor Franco, Sinatra Salazar, Fanny Medina, Ángel Fariñas y Tania Ramírez, por todos los conocimientos que gentilmente y con gran profesionalismo me transfirieron. Por todos sus consejos y amistad.

A mi compañera de trabajo Carmen Andrade, por su incondicional amistad y por asumir solita la responsabilidad de la Secretaría de la Dirección de la Escuela de Ciencias mientras yo estuve desarrollando la tesis.

A Dios y todas aquellas personas que no nombré pero que de alguna manera contribuyeron para que este esfuerzo se materializara.

MIL GRACIAS.....

LISTA DE TABLAS

Tabla 1. Atributos morfológicos evaluados en plantas adultas de los híbridos y sus parentales <i>Aloe jucunda</i> y <i>A. vera</i> .	21
Tabla 2. Características morfométricas de los cromosomas mitóticos del parental femenino <i>Aloe vera</i> (P ₁).	30
Tabla 3. Características morfométricas de los cromosomas mitóticos del parental masculino <i>Aloe jucunda</i> (P ₂).	31
Tabla 4. Características morfométricas promediadas de los cromosomas mitóticos de los diez híbridos experimentales <i>Aloe jucunda</i> x <i>A. vera</i> .	32
Tabla 5. Características morfométricas de los cromosomas mitóticos del híbrido experimental H ₁ entre <i>Aloe jucunda</i> y <i>A. vera</i> .	37
Tabla 6. Características morfométricas de los cromosomas mitóticos del híbrido experimental H ₂ entre <i>Aloe jucunda</i> y <i>A. vera</i> .	38
Tabla 7. Características morfométricas de los cromosomas mitóticos del híbrido experimental H ₃ entre <i>Aloe jucunda</i> y <i>A. vera</i> .	39
Tabla 8. Características morfométricas de los cromosomas mitóticos del híbrido experimental H ₄ entre <i>Aloe jucunda</i> y <i>A. vera</i> .	40
Tabla 9. Características morfométricas de los cromosomas mitóticos del híbrido experimental H ₅ entre <i>Aloe jucunda</i> y <i>A. vera</i> .	41
Tabla 10. Características morfométricas de los cromosomas mitóticos del híbrido experimental H ₆ entre <i>Aloe jucunda</i> y <i>A. vera</i> .	42
Tabla 11. Características morfométricas de los cromosomas mitóticos del híbrido experimental H ₇ entre <i>Aloe jucunda</i> y <i>A. vera</i> .	43
Tabla 12. Características morfométricas de los cromosomas mitóticos del híbrido experimental H ₈ entre <i>Aloe jucunda</i> y <i>A. vera</i> .	44
Tabla 13. Características morfométricas de los cromosomas mitóticos del híbrido experimental H ₉ entre <i>Aloe jucunda</i> y <i>A. vera</i> .	45
Tabla 14. Características morfométricas de los cromosomas mitóticos del híbrido experimental H ₁₀ entre <i>Aloe jucunda</i> y <i>A. vera</i> .	46
Tabla 15. Algunas características florales distinguibles durante la formación de granos de polen del híbrido experimental <i>Aloe jucunda</i> x <i>A. vera</i> .	61
Tabla 16. Proporciones de células analizadas en la meiosis I de la microsporogénesis del híbrido experimental <i>Aloe jucunda</i> x <i>A. vera</i> .	63
Tabla 17. Proporciones de células analizadas en la meiosis II y estado de tétradas en la microsporogénesis del híbrido experimental <i>Aloe jucunda</i> x <i>A. vera</i> .	64
Tabla 18. Proporciones de células analizadas en estado de tétradas en la microsporogénesis del híbrido experimental <i>Aloe jucunda</i> x <i>A. vera</i> .	65

Tabla 19. Resumen de células analizadas durante la microsporogénesis del híbrido experimental <i>Aloe jucunda</i> x <i>A. vera</i>	65
Tabla 20. Porcentaje de viabilidad de los granos de polen en el híbrido experimental <i>Aloe jucunda</i> x <i>A. vera</i> bajo condiciones <i>in vitro</i>	82

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Imagen satelital del banco de germoplasma de especies suculentas (UDO-Biología). Fotografía tomada a través del programa “Google Earth” versión 6,1.....	11
Figura 2. Especies parentales e híbrido experimental. a) <i>Aloe vera</i> (P ₁). b) <i>A. jucunda</i> (P ₂). c) Híbrido experimental <i>A. jucunda</i> x <i>A. vera</i> (H). d) Todas las plantas caracterizadas en el presente estudio y conservadas en el banco de germoplasma de especies suculentas (UDO-Biología). Barra = 5 cm.	12
Figura 3. Rasgos vegetativos del híbrido (H) y sus parentales (P ₁ = <i>Aloe vera</i> y P ₂ = <i>A. jucunda</i>). (a) Hojas enteras mostrando la cara adaxial en los tres genotipos, Barra = 5 cm. (b) Corte transversal en la base foliar, Barra = 1 cm.	23
Figura 4. Emersión de hijuelos en el híbrido experimental <i>Aloe jucunda</i> x <i>A. vera</i>	23
Figura 5. Dimensiones de la longitud de dientes foliares de <i>Aloe vera</i> (superior), híbrido (medio y extremo derecho) y <i>A. jucunda</i> (inferior). Barra = 5 cm.	23
Figura 6. Detalles del número de manchas foliares en el híbrido experimental <i>Aloe jucunda</i> x <i>A. vera</i> . a) Cara adaxial. b) Cara abaxial. Barra = 2,5 cm.	25
Figura 7. Rasgos cualitativos del híbrido experimental <i>Aloe jucunda</i> x <i>A. vera</i> . a) Color de las flores. Barra = 1 cm. b) Color y carácter variegado de las hojas. Barra = 5 cm....	26
Figura 8. Cariotipos bimodales (2n=2x=14=8L+6S) de: a) híbrido experimental; b) <i>Aloe vera</i> y c) <i>A. jucunda</i> . Barra = 5 µm.	29
Figura 9. Cromosomas mitóticos del híbrido experimental H ₇ . a) Cariotipo. b) Idiograma. Las flechas indican constricciones secundarias. Barra = 5 µm.	34
Figura 10. Cariotipos del parental femenino <i>Aloe vera</i> . Las flechas indican constricción secundaria en el brazo corto de un cromosoma del par S1. Barra = 5 µm.	35
Figura 11. Cromosomas mitóticos observados en meristemas radicales del híbrido experimental H ₁ entre <i>Aloe jucunda</i> y <i>A. vera</i> . a-c) Cariotipos 2n=2x=14 en n = 3 células; d) Cariograma del cariotipo c; e) Idiograma del cariotipo c. Barra = 5 µm.	47
Figura 12. Cromosomas mitóticos observados en meristemas radicales del híbrido experimental H ₂ entre <i>Aloe jucunda</i> y <i>A. vera</i> . a-c) Cariotipos 2n=2x=14 en n = 3 células; d) Cariograma del cariotipo a; e) Idiograma del cariotipo a. Barra = 5 µm.	48
Figura 13. Cromosomas mitóticos observados en meristemas radicales del híbrido experimental H ₃ entre <i>Aloe jucunda</i> y <i>A. vera</i> . a-c) Cariotipos 2n=2x=14 en n = 3 células; d) Cariograma del cariotipo b; e) Idiograma del cariotipo b. Barra = 5 µm.....	49
Figura 14. Cromosomas mitóticos observados en meristemas radicales del híbrido experimental H ₄ entre <i>Aloe jucunda</i> y <i>A. vera</i> . a-c) Cariotipos 2n=2x=14 en n = 3 células; d) Cariograma del cariotipo a; e) Idiograma del cariotipo a. Barra = 5 µm.	50

Figura 15. Cromosomas mitóticos observados en meristemas radicales del híbrido experimental H₅ entre *Aloe jucunda* y *A. vera*. a-c) Cariotipos 2n=2x=14 en n = 3 células; d) Cariograma del cariotipo c; e) Idiograma del cariotipo c. Barra = 5 µm. 51

Figura 16. Cromosomas mitóticos observados en meristemas radicales del híbrido experimental H₆ entre *Aloe jucunda* y *A. vera*. a-c) Cariotipos 2n=2x=14 en n = 3 células; d) Cariograma del cariotipo b; e) Idiograma del cariotipo b. Barra = 5 µm. 52

Figura 17. Cromosomas mitóticos observados en meristemas radicales del híbrido experimental H₇ entre *Aloe jucunda* y *A. vera*. a-c) Cariotipos 2n=2x=14 en n = 3 células; d) Cariograma del cariotipo c; e) Idiograma del cariotipo c. Barra = 5 µm. 53

Figura 18. Cromosomas mitóticos observados en meristemas radicales del híbrido experimental H₈ entre *Aloe jucunda* y *A. vera*. a-c) Cariotipos 2n=2x=14 en n = 3 células; d) Cariograma del cariotipo c; e) Idiograma del cariotipo c. Barra = 5 µm. 54

Figura 19. Cromosomas mitóticos observados en meristemas radicales del híbrido experimental H₉ entre *Aloe jucunda* y *A. vera*. a-c) Cariotipos 2n=2x=14 en n = 3 células; d) Cariograma del cariotipo b; e) Idiograma del cariotipo b. Barra = 5 µm. 55

Figura 20. Cromosomas mitóticos observados en meristemas radicales del híbrido experimental H₁₀ entre *Aloe jucunda* y *A. vera*. a-c) Cariotipos 2n=2x=14 en n = 3 células; d) Cariograma del cariotipo a; e) Idiograma del cariotipo a. Barra = 5 µm. 56

Figura 21. Cromosomas mitóticos observados en meristemas radicales del parental femenino *Aloe vera*. a-c) Cariotipos 2n=2x=14 en n = 3 células; d) Cariograma del cariotipo a; e) Idiograma del cariotipo a. Barra = 5 µm. 57

Figura 22. Cromosomas mitóticos observados en meristemas radicales del parental masculino *Aloe jucunda*. a-c) Cariotipos 2n=2x=14 en n = 3 células; d) Cariograma del cariotipo c; e) Idiograma del cariotipo c. Barra = 5 µm. 58

Figura 23. Microsporogénesis aparentemente normal en la meiosis I del híbrido experimental *Aloe jucunda* x *A. vera*. a) Profase I – Leptoteno. b) Profase I - Cigoteno. c) Profase I - Paquiteno. d) Profase I - Diploteno. e) Profase I - Diacinesis. f) Metafase I vista ecuatorial. g) Metafase I vista polar. h) Anafase I. i) Telofase I. Magnificación 400X. Barra = 10 µm 66

Figura 24. Microsporogénesis aparentemente normal en la meiosis II y mitosis postmeiótica en microsporas del híbrido experimental *Aloe jucunda* x *A. vera*. a) Profase II. b) Metafase II. c) Anafase II. d) Telofase II. e) Tétrada con 4 microsporas. f) Microspora en profase mitótica. g) Metafase haploide. h) Telofase de la microspora. i) Grano de polen. Magnificación 400X. Barra = 10 µm. 67

Figura 25. Microsporogénesis anormal en la meiosis I del híbrido experimental *Aloe jucunda* x *A. vera*. a) Meiocito anucleado. b) Profase I con un micronúcleo. c) Metafase I con un fragmento acéntrico. d) Metafase I con dos fragmentos. e) Metafase I con un cromosoma rezagado o asináptico. f) Metafase I aglutinada o pegajosa. g) Metafase I con desplazamiento precoz de cromosomas pequeños. h) Anafase I con un gran

fragmento acéntrico. i) Anafase I con dos fragmentos acéntricos. Magnificación 400X. Barra = 10 µm.....	68
Figura 26. Microsporogénesis anormal en la meiosis I del híbrido experimental <i>Aloe jucunda</i> x <i>A. vera</i> . a) Puente dicéntrico en anafase I. b) Dos puentes dicéntricos en Anafase I. c) Un puente con un fragmento acéntrico en anafase I. d) Un puente dicéntrico con un fragmento vinculado. e) Tres fragmentos acéntricos en anafase I. f) Un fragmento en telofase I. g) Dos fragmentos en telofase I. h) Tres fragmentos en telofase I. i) Puente dicéntrico en telofase I. Magnificación 400X. Barra = 10 µm.	69
Figura 27. Microsporogénesis anormal en la meiosis I y II del híbrido experimental <i>Aloe jucunda</i> x <i>A. vera</i> . a) Puente dicéntrico y fragmento acéntrico en telofase I. b) Un puente con fragmento vinculado en telofase I. c) Asincronía en telofase I/profase II con puente y fragmento vinculado. d) Fragmento acéntrico en profase II. e) Puente en profase II. f) Un puente y un fragmento en profase II g) Puente roto con fragmento vinculado en profase II. h) Fragmento acéntrico en metafase II. i) Dos fragmentos acéntricos en metafase II. Magnificación 400X. Barra = 10 µm.....	70
Figura 28. Microsporogénesis anormal en la meiosis II del híbrido experimental <i>Aloe jucunda</i> x <i>A. vera</i> . a) Puente dicéntrico en metafase II. b) Un puente con fragmento acéntrico en metafase II. c) Puente con fragmento vinculado en metafase II. d) Desplazamiento precoz de cromosomas en metafase II. e) Cromosoma rezagado en metafase II. f) Cromosoma en lazo en metafase II g) Fragmento en anafase II. h) Dos fragmentos en anafase II. i) Puente dicéntrico internúcleo y fragmento acéntrico en anafase II. Magnificación 400X. Barra = 10 µm.	71
Figura 29. Microsporogénesis anormal en la meiosis II del híbrido experimental <i>Aloe jucunda</i> x <i>A. vera</i> . a) Puente dicéntrico intranúcleo en anafase II. b) Cromosomas rezagados en anafase II. c) Problemas de polaridad en anafase II. d) Asincronía en anafase/telofase II. e) Fragmento acéntrico en telofase II. f) Puente intranúcleo en telofase II. g) Puente internúcleo y fragmento en telofase II. h) Dos fragmentos en telofase II. i) Problema de polaridad en telofase II. Magnificación 400X. Barra = 10 µm.	72
Figura 30. Figura 30. Estado tetraedal anormal al final de la microsporogénesis del híbrido experimental <i>Aloe jucunda</i> x <i>A. vera</i> . a) Tétrada con una microspora adicional. b) Tétrada con dos microsporas adicionales c) Tétrada con una microspora en forma de arco y otra con forma de corazón. d) Tétrada con una microspora en forma de “S”. Magnificación 400X. Barra = 10 µm.....	73
Figura 31. Cromosomas haploides en microsporas del híbrido experimental <i>Aloe jucunda</i> x <i>A. vera</i> . Barra = 10 µm.	74
Figura 32. Granos de polen del híbrido experimental en microcultivo inicial de agar (4 g.l-1) y sacarosa (0,06 mol.l-1). a) Granos de polen sin germinar. b) Grano de polen con tubo polínico estallado por efecto hipertónico. Barra = 50 µm.	80

Figura 33. Granos de polen germinados bajo condiciones in vitro con elongación de los tubos polínicos en el híbrido experimental *Aloe jucunda* x *A. vera*. a) Magnificación a 800X. Barra = 50 µm. b) Magnificación a 400X. Barra = 25 µm. Las flechas muestran el tubo polínico de un grano considerado como viable; mientras que los (*) señalan un grano de polen inviable.....81

RESUMEN

La hibridación manual en plantas ha propiciado la obtención de genotipos promisorios que mejoran la rentabilidad de los cultivos que abastecen la alimentación mundial y, en algunos casos, de donde se obtienen productos para la fabricación de cosméticos y medicamentos. El género *Aloe* L. comprende plantas de gran interés económico a nivel mundial por sus propiedades medicinales y atributos ornamentales. En el presente trabajo se evaluaron rasgos morfológicos y citogenéticos en híbridos obtenidos experimentalmente, empleando a *A. jucunda* como especie donadora de los granos de polen y a *A. vera* como progenitor femenino, a fin de caracterizar a este nuevo genotipo, determinar sus potencialidades ornamentales y/o agronómicas y aspectos citogenéticos relacionados con su reproducción. Se aplicaron protocolos convencionales de estudios morfométricos y análisis citogenéticos descritos para plantas suculentas. La progenie mostró expresividad intermedia en la mayoría de las características vegetativas, excepto en el color de las hojas, flores y presencia de manchas (híbrido = *A. jucunda*), así como para la longitud de los dientes, número y área de las manchas foliares y ángulo entre hojas continuas, donde la mayoría de los híbridos superaron la expresión de ambos progenitores, confiriéndoles un elevado valor ornamental. La longitud, ancho y espesor de las hojas mejoraron considerablemente con respecto a la expresión del genoma paterno, por lo que no se descarta su potencial para la explotación del gel y acíbar de sus hojas. Las células meristemáticas subapicales evidenciaron un cariotipo descrito por la fórmula: $2n=2x=14=8L+6S=1L(sm_{sat})+1L(sm)+3L(st)+3L(sm_{sat})+1S(m)+5S(sm)$. Las constricciones secundarias fueron evidentes en uno de los brazos cromosómicos largos del par L_1 y L_3 , y en los dos brazos largos del par L_4 . Se evidenciaron heteromorfismos en las longitudes cromosómicas, relativas e índice “r” de los pares de homólogos en la mayoría de los descendientes. La evaluación de la microsporogénesis en el híbrido experimental evidenció anomalías cromosómicas en un 47,39% de los meiocitos estudiados, siendo las aberraciones meióticas más frecuentes la presencia de micronúcleos en profase I, cromosomas pegajosos en metafase I, uno o dos puentes dicéntricos acompañados o no con fragmentos acéntricos en anafase y telofase I y II, así como una o dos microsporas adicionales. El porcentaje de viabilidad de los granos de polen en este nuevo genotipo es de 31,57% y está estrechamente relacionado con las anomalías meióticas detectadas durante el proceso de microsporogénesis, ya que estas reducen su fertilidad y limitan sus posibilidades de reproducción sexual, evidenciándose en sus períodos de floración por la no formación de frutos y semillas en ninguno de los descendientes híbridos.

INTRODUCCIÓN

El mejoramiento genético de plantas es una de las prácticas más antiguas del hombre, que inició con la selección de aquellas variedades capaces de proporcionar beneficios y una mejor fuente de alimentos. Esto marcó una de las fases más importantes en el progreso de la humanidad, al permitirle transitar de una vida nómada e individualista a una sociedad organizada y cooperativista (Cubero, 2003). Las principales vías a través de las cuales se han originado y establecido las especies cultivadas son las combinaciones de genes por medio de las hibridaciones y mutaciones, que pueden ocurrir tanto de forma natural como artificial. Algunas de las nuevas variantes originadas tuvieron ventajas pero otras no; de tal manera que las más susceptibles al ambiente fueron eliminadas y solo se conservaron variantes con características genéticas que garantizaran mejor producción (Camarena *et al.*, 2014).

Las técnicas y procesos empleados por los fitomejoradores, entre ellos el cruce manual entre especies diferentes, han permitido crear variedades de plantas con el objeto de obtener nuevos genotipos con mayor rendimiento masa-volumen, para incrementar su capacidad de respuesta al ataque de insectos y organismos patógenos, para su establecimiento en ambientes específicos, regiones y usos o para favorecer condiciones ornamentales que las hacen muy rentables (Yanagihara *et al.*, 2010; Molero y Vilorio, 2016).

La hibridación interespecífica es el resultado de la fecundación entre dos individuos de distinta constitución genética, que puede llegar a ocurrir de forma natural o de manera artificial, en el caso de las plantas a través del mecanismo de polinización artificial (Poehlman y Allen, 2005). La hibridación interespecífica es uno de los fenómenos de mayor predominio en la evolución de las plantas (Friesen *et al.*, 1997; Sánchez y Raymúndez, 2017), ya que algunas especies híbridas pueden mostrar nuevos caracteres, haciéndolas morfológica y ecológicamente distintas (Goodwillie, 1999). La combinación de los caracteres genéticos de las especies parentales promueve la heterocigosidad y conlleva a la formación de múltiples combinaciones genotípicas en la progenie como

resultado de las recombinaciones intra e intercromosómicas en cada progenitor (Natali *et al.*, 1998; Imery, 2012a).

Muchas especies de plantas cultivadas que abastecen la alimentación mundial han sido sometidas a pruebas de mejoramiento genético con métodos convencionales y modernos, pero las plantas medicinales, de donde se obtienen metabolitos secundarios para la fabricación de medicamentos y fármacos, han sido objeto especial de estudio a fin de lograr mejor rendimiento y calidad de sus ingredientes activos (Oliveira *et al.*, 2007).

En este grupo de plantas medicinales se encuentran algunas especies del género *Aloe* L. (1753), el cual está integrado por aproximadamente 400 especies con características vegetativas variables, dependiendo de su ubicación geográfica, temperatura, condiciones de fertilidad y disponibilidad de agua en el suelo (Smith y Van-Wyk, 2008). Son nativas de Sudáfrica, África tropical y subtropical, Socotra, península Arábiga, Madagascar y las Mascareñas (Van-Wyk y Smith, 1996; Newton, 2004) y se han naturalizado y cultivado extensamente en diversos países del mundo para su aprovechamiento en medicina y cosmética, así como también por su valor ornamental (Salmerón, 2006; Klopper y Smith, 2007). Todas las especies de este grupo son plantas xerófitas, monocotiledóneas, que se caracterizan por ser hierbas perennes, arbustos o pequeños árboles solitarios o agrupados de raíces gruesas, hojas suculentas formando rosetas con dientes en sus márgenes u ocasionalmente con superficies espinosas, son uniformemente coloreadas o con manchas blancas en ambos lados de la lámina foliar (Chase *et al.*, 2000; Imery y Cequea, 2002). Presentan inflorescencias en panículas o racimos, con flores liliformes en diversidad de colores que varían de amarillo a rojo, son protándricas y muy pocas abren simultáneamente, lo que garantiza la fecundación cruzada, a través de polinización ornitófila o entomófila (Van-Wyk y Smith, 1996; Newton, 2004).

Taxonómicamente, estas plantas han sufrido varios cambios a nivel de la especie, probablemente debido a las marcadas diferencias foliares entre el estado juvenil y el adulto (Riley y Majundar, 1979) y a la sensibilidad que tienen a factores ambientales como la luz, temperatura, humedad y fertilidad del suelo que afectan la fase vegetativa,

haciendo que ejemplares de una misma especie, que se encuentren en áreas geográficamente diferentes, muestren gran variación morfológica. A partir de estudios moleculares de ADN en los cloroplastos (*rbcL*, *matK* y *trnL-F*) y secuencias genómicas repetidas (ISSR), el sistema internacional de filogenia, ubica al género *Aloe* dentro de la familia Asphodelaceae (APG, 2016).

Aloe vera (L.) Burm. f. presenta hojas suculentas angosto-lanceoladas de 50 a 80 cm de longitud, con bordes espinuliformes (Figura 2a). Tiene flores amarillas, agrupadas en racimos individuales o compuestos sobre un escapo erguido que emerge lateralmente entre dos hojas adultas. Los frutos son cápsulas dehiscentes, oblongas y triangulares, con semillas elipsoidales y aplanadas (Imery y Ozols, 2017). Varios autores consideraban incierto el origen de *A. vera* debido a la sobreexplotación de las poblaciones naturales para su aprovechamiento terapéutico y distribución cosmopolita; sin embargo, Grace *et al.* (2015), a partir del análisis de secuencias de ADN nuclear y cloroplástico, confirmaron que la especie que hoy conocemos como *A. vera* guarda estrecha relación filogenética con sus congéneres nativos de la península de Arabia. En América, generalmente esta planta no forma frutos con semillas viables como consecuencia de anomalías cromosómicas durante la microsporogénesis (Imery y Cequea, 2002). Por otra parte, la dicogamia y autoincompatibilidad, como barreras biológicas que limitan las posibilidades de autopolinización, disminuyen la germinación de granos de polen y el alargamiento de tubos polínicos dentro del pistilo, reduciendo aún más las expectativas de reproducción sexual (Imery y Cequea, 2008), por lo que esta planta se reproduce asexualmente mediante propagación vegetativa (Schnee, 1984; Rosaspini, 1996).

En Venezuela y otros países del mundo, *A. vera* es valorada por sus múltiples propiedades medicinales, emolientes, humectantes, hidratantes y desinfectantes, debido a su alto contenido de glucósidos y polisacáridos que son ideales para la elaboración de cosméticos y medicinas (Ramachandra y Srinivasa, 2008). Se emplea en la preparación de bebidas refrescantes y saludables por su contenido de proteínas, minerales, vitaminas, enzimas y otros complementos que le dan cualidades aperitivas, nutritivas, tónicas y reconstituyentes (Vega *et al.*, 2005; Salmerón, 2006). Es cultivada a gran escala,

constituyendo un negocio exitoso en el ámbito mundial para la industria alimentaria, cosmetológica y farmacológica (Rivas, 2002; Grace *et al.*, 2015; Langhorst *et al.*, 2015).

El acíbar es un líquido amarillento que se libera al cortar las “células de aloína” que se ubican entre el mesófilo y el tejido vascular de las hojas de *A. vera* (Smith y Van-Wyk, 2008). Es rico en compuestos fenólicos, principalmente cromonas, antraquinonas y antronas (Vogler y Ernst, 1999) con efectos terapéuticos como: laxante (Capasso *et al.*, 1998), antibacterial (Cowan, 1999), cicatrizante (Izhaki, 2002), antiinflamatorio (Tian *et al.*, 2003), antitumoral (Sheng *et al.*, 2007) y antioxidante (Patel *et al.*, 2007).

El cristal representa el hidroparénquima en el interior de la hoja, contiene glicoproteínas, vitaminas, minerales, aminoácidos y gran cantidad de mucopolisacáridos como el acemanano (Larionova *et al.*, 2004; Hamman, 2008) con efectos medicinales como: analgésico sistémico (Furones *et al.*, 1996), antitusígeno expectorante (Bennett y Prance, 2000), gastroprotector (Beyra *et al.*, 2004), anticancerígeno (Wang *et al.*, 2004), aliviar quemaduras (Richardson *et al.*, 2005) y control de la diabetes (Noor *et al.*, 2008), entre otros. Sin embargo, la atracción de *A. vera* como cultivo explotable deriva no solamente de sus usos medicinales, sino también para múltiples propósitos en regiones áridas y por su resistencia al estrés hídrico (Molero y Vilorio, 2016).

Por su parte, *Aloe jucunda* Reyn. es endémica de Somalia (África oriental) donde crece en lugares secos y roquedales. Es considerada como una planta decorativa por su pequeño tamaño y belleza. Presenta 12 a 18 hojas triangulares, de 6-8 cm de longitud y 1,5-2,5 cm en la base, de color verde oscuro y brillante, con abundantes manchas en ambas superficies y márgenes armados con dientes triangulares y duros (Figura 2b). Las inflorescencias son simples o con escasas ramificaciones, de 35 cm de alto, en forma de racimos laxos, las brácteas de 5 x 3 mm y pedicelos de 6-7 mm de largo. Las flores son de color rosa, colgantes, tubulares y con perianto de unos 20 mm de largo y su propagación es exclusivamente vegetativa (Reynolds, 1950; Velásquez, 2009).

Los cruzamientos interespecíficos, incluyendo a los aloes, conllevan a la formación de nuevos genotipos y su evaluación morfológica permite reconocer la heredabilidad de sus

atributos con relación a los parentales (Imery y Cequea, 2012), aportando además información para la clasificación taxonómica y para entender la evolución de las plantas. Estos estudios requieren la utilización de técnicas rigurosas y una serie de observaciones meticulosas para reconocer los tipos fundamentales de órganos que constituyen el cuerpo de la planta (hoja, tallo, raíz, etc.), estructuras reproductivas, tanto sexuales como asexuales y la realización de análisis comparativos por similitudes u homologías de sus componentes (Pérez y Mendoza, 2002).

Estudiar la estructura genética de las especies vegetales tiene importancia taxonómica, funcional y adaptativa, debido a que el complemento cromosómico forma parte de un sistema dinámico moldeado por procesos evolutivos; por lo tanto, los cambios en un determinado grupo de genes o cromosomas y la presencia de un cariotipo específico no es un proceso fortuito sino que se presenta en función a la respuesta de las plantas a factores ambientales y hereditarios (Poggio y Naranjo 2004; Molero y Vilorio, 2016).

Los análisis cromosómicos son una excelente alternativa para clasificar citotaxonómicamente a las especies cuando los descriptores morfológicos no son suficientes, ya que permiten explicar relaciones evolutivas y caracterizar de forma más precisa a los genotipos experimentales (Tapia *et al.*, 1999), constituyendo la base para la identificación de las posibles variaciones cromosómicas presentes en las especies naturales y sus descendientes híbridos (Poggio y Naranjo, 2004; Albornoz, 2011). Además, es preciso señalar que tras el reconocimiento y la manipulación de variables cariológicas se han obtenido cultivares con mejor calidad, biomasa, contenido nutricional y tolerancia a patógenos (Adetula *et al.*, 2005).

En el género *Aloe* se han realizado diversos estudios cariológicos, encontrándose que la mayoría de sus integrantes son diploides ($2n=2x=14$), presentando un cariotipo bimodal muy estable, con ocho cromosomas grandes (L) y seis pequeños (S) (Vij *et al.*, 1980; Pulakesh y Mukherjee, 2014), condición que indica una fuerte ortoselección cariotípica (Brandham y Doherty, 1998). Otras especies se han descrito como poliploides, entre ellas: *A. dawei*, *A. elgonica* (Riley y Majumdar, 1979), *A. jacksonii* (Imery y Cequea,

2012) (tetraploides), *A. gigas* (pentaploide) y *A. ciliaris* (hexaploide) (Riley y Majumdar, 1979).

El cariotipo de *A. vera* ha sido estudiado por varios investigadores a partir de especímenes conservados en jardines botánicos como el Real Jardín Botánico de Kew en Inglaterra (Brandham, 1971a) y en poblaciones naturalizadas en Ujjain (Ahirwar y Verma, 2014), Aurangabad (Sapre, 1978) y Chandigarh (Vij *et al.*, 1980) en la India, presentando la misma tendencia bimodal y número de esperado para las especies de este género. En Venezuela, los estudios citogenéticos a partir de especímenes extraídos de poblaciones naturalizadas en el estado Zulia, señalan un complemento somático de 14 cromosomas (8L+6S), todos de tipo *sm* (centrómero en posición submedia), con brazos cortos conspicuos y una longitud total cariotípica de 111,86 μm (Matos y Molina, 1997). Albornoz e Imery (2003), en ocho poblaciones de la península de Araya, también observaron cariotipos de ocho cromosomas grandes y seis pequeños ($2n=2x=14=8L+6S=2L_{\text{sat}}sm+4Lst+2L_{\text{sat}}st+6Ssm$), con diferencias entre poblaciones al comparar la relación de longitud brazo largo/brazo corto de cada uno de los cromosomas. Esta tipificación cromosómica ha sido descrita en otras evaluaciones cariológicas realizadas por Imery y Cequea (2001) en genotipos experimentales de *A. vera*, derivados de una de las poblaciones locales (Manicure).

A. jucunda presenta un cariotipo bimodal estable de unos 138,87 μm de longitud total, conformado por 14 cromosomas (8L+6S) de 4,01-5,18 μm en los pares S y 12,86-15,01 μm en los pares L. El complemento diploide de esta especie está representado por la fórmula $2n=2x=14=8L+6S=4Lst+4L_{\text{sat}}st+6Ssm$, donde los cromosomas grandes constituyen el 80,26% de la longitud total del genoma; mientras que los pequeños sólo un 19,74% (Velásquez, 2009).

La citogenética no solo ha abarcado el estudio del número, tamaño y morfología de los cromosomas sino también ha permitido el reconocimiento de anormalidades cromosómicas durante la microsporogénesis que contribuyen con la ausencia de frutos y semillas en plantas como las de *A. vera* (Palomino, 2000; Imery y Cequea, 2002).

La meiosis es considerada como un mecanismo reproductivo exitoso que permite combinar genomas individuales para producir un aumento en la diversidad genética (Rice y Chippindale, 2001), por esta razón, ha sido objeto de numerosas investigaciones en diversos organismos (Cnudde y Gerats, 2005). Durante la reproducción sexual la meiosis presenta eventos altamente coordinados, los cuales son esenciales para la segregación apropiada de los cromosomas (Yang *et al.*, 2003). Todos los pasos secuenciales involucrados en la meiosis son controlados por una serie de genes. La existencia de una mutación en cualquiera de estos genes puede causar serias anomalías en todo el proceso, formándose finalmente, productos meióticos genéticamente aberrantes con un impacto adverso en la fertilidad y eficiencia reproductiva de las especies (Lattoo *et al.*, 2006). Estas mutaciones son principalmente ocasionadas por procesos endógenos o producidas por agentes ambientales externos, tales como compuestos químicos, sustancia mutagénicas, radiaciones, los cuales promueven o aceleran la existencia de fallas en el apareamiento, recombinación y segregación correcta de los cromosomas (Sayuri *et al.*, 2005).

Las inversiones paracéntricas heterocigóticas son mutaciones que ocasionan variaciones estructurales en la que un segmento del cromosoma que no contiene al centrómero se invierte (Stebbins, 1971). Esto ocasionará la formación de configuraciones muy peculiares durante paquiteno, anafase I y telofase I que sirven como indicadores para su diagnóstico. Si el segmento invertido es considerablemente largo, el apareamiento entre homólogos genera una figura tipo bucle o asa de inversión distinguible durante paquiteno. Dentro de esta asa de inversión pueden suceder eventos de entrecruzamientos que involucren dos, tres y cuatro cromátidas, los cuales al combinarse con entrecruzamientos fuera del asa de inversión, desencadenan diferentes consecuencias en las figuras meióticas posteriores y sobre el balance génico de los productos meióticos, ya que a menudo producen pérdidas de fragmentos cromosómicos, bien sea, por la falta de actividad céntrica o por el rompimiento de uno o más puentes dicéntricos durante la separación de homólogos en anafase I y/o cromátidas en anafase II (Riley y Majumdar, 1979; Imery y Cequea, 2002).

Entre las anomalías comúnmente observadas durante la meiosis se encuentran la segregación anormal de los cromosomas. Pagliarini (2000), evaluando el comportamiento meiótico de plantas de importancia económica, reportó entre otros eventos, irregularidades en la migración de los cromosomas en metafase I, observando grupos de cromosomas que se desplazaban precozmente hacia los flancos de la célula, y en anafase I, evidenció la presencia de cromosomas rezagados que permanecían en el huso de la célula. Por otra parte, la formación de micronúcleos y microsporas adicionales en la etapa de tétradas se han encontrado mediante la evaluación de la etapa final de la microsporgénesis. Mendes *et al.* (2001), Cequea *et al.* (2003), Sayuri *et al.* (2005), entre otros, determinaron la asociación entre puentes dicéntricos, fragmentos acéntricos, cromosomas rezagados, cromosomas en asa y otras anomalías cariológicas durante la meiosis y sus efectos sobre el número de microsporas y el porcentaje de fertilidad de los gametos producidos a partir de las células madres de los granos de polen en diferentes especies de plantas.

Brandham (1971a), señala que algunas especies de *Aloe* presentan fallas de apareamiento y recombinación entre los homólogos y sus cromátidas, causadas por inversiones paracéntricas, experimentando cualquier combinación de eventos de entrecruzamiento dentro y fuera del asa de inversión, situación característica de especies con cariotipos bimodales y marcadas diferencias de tamaño entre sus grupos cromosómicos. Esto evidencia la formación de fragmentos acéntricos y puentes dicéntricos que se rompen durante la meiosis, causando deficiencia génica y por ende reducción de la fertilidad (Imery, 2002). Otros autores como Imery y Cequea (2012) y Ahirwar y Verma (2013), corroboran la presencia de las anomalías anteriormente descritas en especies naturales y genotipos híbridos del género *Aloe*.

La elevada frecuencia de productos meióticos genéticamente aberrantes está relacionada con la fertilidad del individuo (González, 2008). Por esta razón, las investigaciones que permitan obtener conocimientos sobre la fertilidad de las especies que participan en un programa de hibridación interespecífica, son de vital importancia para que el mejorador genético tenga la oportunidad de alcanzar con éxito los cruces a realizar. La fertilidad de

una especie, por regla general se mide a través de la viabilidad polínica, la cual es una consecuencia de la formación de gametos normales y balanceados (Coutinho *et al.*, 2010).

Los estudios de calidad del polen son de gran utilidad en investigaciones relacionadas con la reproducción sexual, y especialmente en las condiciones del trópico cálido y húmedo, pues permiten asegurar el éxito de las hibridaciones e incrementar la eficiencia del mejoramiento genético. Las condiciones ambientales adversas pueden causar la no funcionalidad polínica lo que está en dependencia del genotipo (Fernández *et al.*, 1995). Las altas temperaturas inhiben la floración, la producción de polen y su viabilidad, limitando la producción de semillas.

La germinación del polen *in vitro* es uno de los métodos más efectivos para la estimación de la calidad del polen, los cuales están correlacionados con el número de semillas por fruto, permitiendo estimados confiables de fertilidad masculina y de esta forma seleccionar al que será utilizado como progenitor masculino o femenino (González *et al.*, 2002). La determinación de la viabilidad de los granos de polen bajo condiciones *in vitro* en microcultivos de agar-sacarosa representa una forma de evidenciar la reducción de la fertilidad heredada por los híbridos. En este sentido, Imery y Cárdenas (2006), señalan que *A. saponaria* presenta un mayor potencial reproductivo, debido al crecimiento superior de sus tubos polínicos, que se traduce en mayores expectativas de transportar con éxito los gametos masculinos en comparación con *A. vera*. Estas diferencias están relacionadas con la existencia de anormalidades genéticas en la microsporogénesis de *A. vera* (Imery, 2002), lo cual incide sobre la fertilidad del polen y, por consiguiente, debe afectar también su respuesta germinativa (Jackson, 1976; Cequea *et al.*, 2003).

Pocos son los trabajos sobre cruzamientos e hibridación artificial encontrados en la literatura científica con las plantas del género *Aloe*, debido a que su reproducción es básicamente asexual, lo que limita la obtención de polen, óvulos y semillas viables que conduzcan a la formación de un híbrido (Molero y Vilorio, 2016). Sin embargo, en

ensayos preliminares de cruzamientos recíprocos, Imery (2012a), obtuvo una progenie viable utilizando a *A. jucunda* como especie donadora de los granos de polen y a *A. vera* como progenitor femenino.

En este sentido, el presente trabajo está orientado hacia la evaluación morfológica y citogenética del híbrido experimental obtenido mediante el cruzamiento dirigido entre las especies *A. jucunda* x *A. vera*. Con este estudio se pretende caracterizar a este nuevo genotipo completamente inédito y brindar un aporte al conocimiento científico sobre información relacionada con la expresión de atributos vegetativos, posibles variaciones y anormalidades cromosómicas que permitan el reconocimiento de la diversidad genética producto de la hibridación en la búsqueda de características de interés ornamental y comercial en este genotipo experimental.

METODOLOGÍA

Material vegetal

Las plantas utilizadas durante la fase experimental del presente trabajo forman parte del banco de germoplasma de especies suculentas del Departamento de Biología de la Universidad de Oriente (UDO), el cual se encuentra ubicado en las coordenadas 10°26'32" N y 64°09'14" O, en un área de bosque muy seco tropical de la ciudad de Cumaná, estado Sucre (Figura 1).



Figura 1. Imagen satelital del banco de germoplasma de especies suculentas (UDO-Biología). Fotografía tomada a través del programa “Google Earth” versión 6,1.

Se emplearon diez ejemplares de las especies parentales: *Aloe vera* (Figura 2a) como progenitor femenino (P_1), recolectados originariamente por Albornoz (2011) de una población naturalizada en la península de Araya (10°36'34" N y 64°07'18" O), y *A. jucunda* (Figura 2b) como progenitor masculino (P_2), adquiridos en un vivero comercial de la ciudad de Cumaná e identificados taxonómicamente según Reynolds (1950). Las

diez plantas adultas del híbrido experimental denominadas H₁-H₁₀ (Figura 2c) se derivan de semillas independientes obtenidas por Imery (2012a) mediante polinización artificial de estigmas de *A. vera* con granos de polen provenientes de flores en anthesis de *A. jucunda*, durante el programa de mejoramiento genético en especies de *Aloe* del Laboratorio de Investigación en Genética Vegetal (LGV) de la Universidad de Oriente. Todas las plantas por cada genotipo presentan la misma longevidad y fueron evaluadas simultáneamente bajo las mismas condiciones ambientales de temperatura, humedad y luz solar.



Figura 2. Especies parentales e híbrido experimental. a) *Aloe vera* (P₁). b) *A. jucunda* (P₂). c) Híbrido experimental *A. jucunda* x *A. vera* (H). d) Todas las plantas caracterizadas en el presente estudio y conservadas en el banco de germoplasma de especies suculentas (UDO-Biología). Barra = 5 cm.

Caracterización morfológica del híbrido experimental y parentales *Aloe vera* y *A. jucunda*

La evaluación morfológica de cada genotipo (P_1 , P_2 y H_1 - H_{10}) se realizó aplicando la metodología diseñada por Imery y Cequea (2012), que considera los siguientes atributos:

- Color de las hojas (CH): reconocido con la utilización de la carta de Prismacolor.
- Número de hojas (NH): contadas de forma manual desde la hoja más cercana al suelo hasta la hoja fotosintéticamente activa que emerja del ápice caulinar.
- Longitud de las hojas (LH): medida con una cinta métrica flexible en tres hojas seleccionadas al azar en el segmento central de la planta. La medida se realizó sobre la cara superior de la hoja, desde su base hasta el ápice.
- Ancho (AH) y espesor de las hojas (EH): medidos con un vernier digital marca TRUPER desde un extremo al otro de las hojas, sin incluir los dientes, a 10 cm de la base y entre la cara abaxial y adaxial, respectivamente.
- Volumen de las hojas (VH): determinado a partir de las dimensiones de cada hoja, utilizando la fórmula ($V = \pi \times LH \times AH \times EH / 12$), propuesta por Hernández *et al.* (2002).
- Ángulo de inserción de las hojas (AIH): determinado mediante la toma de una fotografía lateral con cámara digital Sony Cybershot 7,2 MP y procesada con la ayuda del programa computarizado SigmaScan Pro 5. Se consideró el ángulo formado entre la lámina foliar y el eje central de la planta.
- Ángulo de inserción entre hojas continuas (AEHC): obtenido mediante procesamiento de fotografía con vista desde arriba y perpendicular a la planta. Se midió el ángulo entre los ejes de dos hojas continuas y se procesó con el programa SigmaScan Pro 5.
- Número de dientes foliares (NDF): contabilizados manualmente en cada borde lateral desde la base hasta el ápice de tres hojas.
- Longitud de los dientes foliares (LDF): medidos con un vernier digital en tres hojas entre dos dientes de cada lado ubicados en la mitad de cada hoja.
- Número de manchas foliares (NMF): contabilizadas de forma manual en toda la superficie de tres hojas, tanto en la cara abaxial como en la cara adaxial.

- Área de manchas foliares (AMF): determinada mediante fotografías en tres hojas por ambas caras y procesamiento de medidas con el programa SigmaScan Pro 5.
- Número de hijuelos (NHi): contados manualmente en la base de cada planta.
- Color de las flores (CF): reconocido con la utilización de la carta de Prismacolor.

Para las variables cuantitativas se calculó el promedio y la desviación estándar en cada genotipo y se corroboraron los supuestos de varianza. Las diferencias morfológicas entre los doce genotipos evaluados (P_1 , P_2 , H_1 - H_{10}) se determinaron con la aplicación de un análisis de varianza simple (ANOVA) y para las variables que no cumplieron los supuestos, se aplicó la prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis. El agrupamiento de los morfotipos se determinó mediante la prueba de promedios de ámbitos múltiples de Duncan ($\alpha=0,05$) y de mínima diferencia significativa (LSD) ($\alpha=0,05$) según (Sokal y Rohlf, 1979).

Determinación de los cariotipos en el híbrido experimental y especies parentales

La evaluación citogenética se realizó en diez ejemplares del híbrido experimental (H_1 - H_{10}) y uno por cada especie parental en el Laboratorio de Genética Vegetal de la Universidad de Oriente, aplicando el protocolo propuesto por Velásquez e Imery (2015). Para ello, se colectaron diez (10) raíces jóvenes de 1,5 a 2,0 cm de longitud por cada individuo entre las 7:00 y 8:00 am, lapso de tiempo reportado por Matos y Molina (1997) y Velásquez (2009) como hora mitótica para *A. vera* y *A. jucunda*, respectivamente.

Las raíces fueron lavadas con agua de chorro para eliminar el exceso de sustrato, posteriormente se secaron ligeramente en papel absorbente y se pretrataron en solución fresca de colchicina a 0,05 % m.v⁻¹ por 90 min, a temperatura ambiente (24-26 °C) y en oscuridad para evitar la activación de cloroplastos que pudieran interferir con el análisis microscópico. Luego se sumergieron en solución fijadora de Carnoy II, preparada en el momento (5:3:1 etanol absoluto/ácido acético glacial/cloroformo), donde permanecieron a temperatura ambiente por 30 min. Transcurrido este lapso, se hidrataron con agua

destilada por 10 min, se secaron y sumergieron en HCl 1 mol.l⁻¹ durante 10 min para hidrolizar la lamela media y se rehidrataron con agua destilada durante 10 min.

La preparación de las láminas se realizó cortando con una hojilla la zona meristemática de cada raicilla individualmente, se fragmentó suavemente con la aguja de disección en una gota de agua destilada y se coloreó con dos gotas de orceína lacto-propiónica al 2 % m.v⁻¹ durante 4 min (Singh, 2003). Se colocó un cubreobjetos y se aplicó la técnica de aplastamiento presionando con la yema de los dedos sobre el área de la tinción para favorecer la disgregación de las células, eliminando con papel absorbente el exceso de colorante sobresaliente de los bordes.

La observación de los cariotipos se realizó mediante la búsqueda sistemática al microscopio óptico, seleccionando tres células metafásicas con cromosomas distinguibles, altamente condensados, dispersos y sin solapamiento de cromátidas. Se tomaron fotomicrografías con cámara digital Sony Cybershot 7,2 MP a 1000X en microscopio Nikon, modelo LABPHOT-2 y posteriormente se analizaron en la computadora con la ayuda del programa SigmaScan Pro 5 para la determinación digital de las siguientes variables cromosómicas:

- Número de cromosomas mitóticos.
- Longitud del brazo corto (s) para cada cromosoma.
- Longitud del brazo largo (l) para cada cromosoma.
- Longitud completa de cada cromosoma ($L_c = s + l$).
- Longitud completa del cariotipo ($LT = \Sigma L_c$).
- Longitud relativa de cada cromosoma ($LR = 100 * L_c / LT$).
- Índice “arm ratio” ($r = l/s$) de cada cromosoma.

Para cada variable cromosómica se calculó el promedio y la desviación estándar a partir de tres células. Los cromosomas se organizaron en orden decreciente de acuerdo al promedio de la longitud del brazo corto en cada cariotipo y se clasificaron según Brandham (1971a), considerando al par cromosómico con brazo corto de mayor longitud como el L₁, continuando de manera decreciente con los pares grandes L₂, L₃ y L₄ y, de

igual manera, para los pares de cromosomas pequeños con la nomenclatura de S_1 , S_2 y S_3 . También se clasificaron de acuerdo a la posición del centrómero según Levan *et al.* (1964) y de acuerdo a su longitud completa según Stebbins (1971).

Se corroboraron los supuestos de varianza y se aplicó un ANOVA simple para determinar la posible existencia de diferencias significativas entre los doce genotipos evaluados para cada uno de sus cromosomas y una prueba de “T-student” para determinar la presencia de heteromorfismos cromosómicos entre los pares de cromosomas homólogos en los doce genotipos estudiados.

Análisis meiótico (microsporogénesis) del híbrido experimental

La observación de las diferentes etapas del proceso de formación de los granos de polen en el híbrido experimental (H) se realizó en el Laboratorio de Genética Vegetal de la Universidad de Oriente. Para ello, se colectaron diez botones florales provenientes de cada estado de madurez de la flor y por cada individuo entre las 11:00 am hasta la 1:00 pm, intervalo establecido como hora meiótica por González (2008) e Imery y Cequea (2012) para varias especies de *Aloe*. En el momento de la colecta, se realizó una pequeña incisión en cada botón floral a nivel del perianto para facilitar la penetración de los reactivos. Estos se fijaron en solución de Carnoy II (5:3:1 etanol absoluto/ácido acético glacial/cloroformo) durante 30 min a temperatura ambiente y se almacenaron en etanol 70 % v.v⁻¹ a 4°C, hasta su evaluación.

Las láminas se prepararon colocando las muestras previamente fijadas en una cápsula de Petri con agua destilada durante 10 min. De cada botón floral se extrajo una antera y se colocó sobre un portaobjetos, fragmentándola mediante el corte transversal con una hojilla en la sección media para desbordar su contenido y colorearlo con dos gotas de orceína lacto-propiónica al 2 % m.v⁻¹ durante 4 min. Seguidamente, se eliminó el tejido somático de la antera y se colocó el cubreobjetos, eliminando suavemente el exceso de colorante con papel absorbente. Las observaciones citológicas se realizaron en preparaciones temporales de al menos tres botones florales provenientes de cada planta y estado de madurez. Las fotomicrografías se registraron en aquellas fases durante la

formación de las microsporas, en las que se detectaron posibles anormalidades cromosómicas que puedan estar asociadas con el proceso de formación de frutos y semillas en el híbrido experimental. Para ello, se utilizó un microscopio óptico Nikon, modelo LABPHOT-2 a 1000X y una cámara digital Sony Cybershot 7,2 MP.

Se realizó un análisis descriptivo de la frecuencia de células normales y de aquellas en las que se observó algún tipo de anormalidad. Se aplicó la fórmula $100 \cdot \text{NCA} / \text{NCT}$, en donde NCA representó el número de células con determinada anormalidad y NCT el número de células totales, dentro de una muestra de 5 000 a 6 000 células.

Viabilidad del grano de polen (VGP) en el híbrido experimental

La viabilidad efectiva del grano de polen se determinó en el Laboratorio de Genética Vegetal de la Universidad de Oriente, siguiendo la metodología propuesta por Sunderland y Roberts (1977) y por González (2008) con modificaciones en la concentración de sacarosa y tipo de agar requeridos para el presente estudio.

Para ello, se realizó un protocolo de estandarización del microcultivo a base de agua de grifo, distintas concentraciones de sacarosa (0,050; 0,075; 0,100; 0,125; 0,150, 0,200; 0,250; 0,300; 0,350; 0,400; 0,600; 0,800 y 1,000 mol.l⁻¹) y se intercambió el agar-agar (4 g.l⁻¹) por agar nutritivo (6 g.l⁻¹). La mezcla homogénea fue debidamente autoclavada a 15 PSI durante 15 min, se agregaron cinco gotas de microcultivo en diez láminas portaobjeto y se esperó a que gelificaran.

Se colectaron al menos dos flores próximas a la antesis por cada ejemplar y se esperó a que ocurriera la dehiscencia de las anteras. Seguidamente, se dispersaron los granos de polen de las anteras recién abiertas sobre las láminas previamente preparadas. La observación se realizó en un microscopio óptico marca Nikon, modelo LABPHOT-2 a 100X, después de 60 min en las 10 láminas de los microcultivos establecidos y cubiertos por una cápsula de Petri para evitar su desecación. Para un mejor contraste, se agregaron dos gotas de azul de astra a cada lámina con el objeto de colorear los tubos polínicos

(Neto *et al.*, 2006). Se consideró a un grano de polen viable cuando la longitud del tubo polínico fue mayor o igual a la longitud de su eje polar (Kalinganire *et al.*, 2000).

Se realizó un registro del número de granos de polen germinados (GPG) y no germinados (GPNG) y se calculó el porcentaje de germinación en cada campo de observación mediante la siguiente fórmula: $\%VGP = 100 \cdot GPG / (GPG + GPNG)$. Los datos obtenidos para cada híbrido experimental fueron analizados de manera descriptiva, calculándose el promedio y la desviación estándar.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Caracterización morfológica del híbrido experimental y parentales *Aloe vera* y *A. jucunda*

Los resultados de la evaluación morfológica permitieron evidenciar una gran variabilidad en la expresión de características vegetativas entre los híbridos estudiados, revelándose el éxito reproductivo al combinar especies diferentes del género *Aloe*. Los análisis de varianza revelaron diferencias significativas entre los híbridos y sus parentales en todas las variables morfológicas cuantitativas (Anexo 1). En la mayoría de las características la progenie se expresó de manera intermedia con respecto a sus progenitores, excepto en algunos rasgos como el color de las hojas, color de las flores y la presencia de manchas, las cuales fueron heredadas del genoma paterno de *A. jucunda*. Para el número de hojas, longitud de los dientes, número de manchas de la superficie adaxial, área de las manchas adaxiales y abaxiales y ángulo entre hojas continuas, algunos híbridos superaron la expresión de ambos progenitores. En general, las dimensiones foliares y su incidencia sobre la biomasa vegetativa estuvieron influenciadas principalmente por el genoma materno de *A. vera*.

Las variables morfológicas cualitativas y el análisis morfométrico de los híbridos y especies parentales así como el agrupamiento de los morfotipos se presentan en la tabla 1. En características de interés como el número de hojas, los híbridos H₂, H₆ y H₅ presentaron un efecto heterótico positivo con promedios de 25, 26 y 27, respectivamente, que superan al valor reportado para *Aloe vera* (24,9), agrupando estadísticamente a los híbridos H₆ y H₅ y al H₂ con *Aloe vera*; por su parte, el híbrido H₉ fue el que reportó el menor número de hojas (20), agrupándolo con el progenitor masculino (Tabla 1). En general, respecto a la longitud, ancho, espesor y volumen de las hojas, los híbridos se comportaron de manera intermedia entre ambos parentales pero mejoraron considerablemente con respecto a la expresión del genoma paterno, por lo que no se descarta su posible potencial para la explotación agroindustrial, tanto del gel como del acíbar de sus hojas (Figura 3a y b). Los híbridos H₂ y H₇ fueron los que manifestaron

los mayores promedios en la longitud y ancho de las hojas (32,40 cm y 41,81 mm), respectivamente, y el híbrido H₃ en el espesor de las hojas (19,63 mm) (Tabla 1).

Rasgos vegetativos como la formación de hijuelos fue una de las pocas características en las que se evidenció heterosis negativa, ya que los híbridos H₆, H₁₀, H₇, H₃, H₅, H₂ y H₁ reportaron menor número de descendientes vegetativos (2, 2, 3, 4, 4, 4, 4 hijuelos), respectivamente, en relación a las especies parentales. Sin embargo, los ejemplares H₄ y H₈ con promedios de nueve hijuelos y el híbrido H₉ con diez hijuelos (Figura 4), superaron los valores de *Aloe vera* (6,8) y de *A. jucunda* (4,1) (Tabla 1). Esto le garantiza a este nuevo genotipo la posibilidad de perpetuarse a través del tiempo y compensar de alguna manera su esterilidad, ya que no ha llegado a formar frutos y semillas en ninguno de sus períodos de floración.

A pesar de que la emergencia de hijuelos es el mecanismo de reproducción más eficiente en la mayoría de las especies de este género (Sapre, 1975; Imery y Cequea 2002), los híbridos entre *A. vera* y *A. littoralis* no mantienen esta tendencia, ya que en un estudio realizado por Albornoz (2011), el 99 % de esta prole no desarrolló descendientes clonales y sólo el 1 % reportó el brote de tan solo dos hijuelos, atribuido a que el progenitor masculino (*A. littoralis*) se propaga exclusivamente por reproducción sexual.

Con respecto al número de dientes foliares, los valores promedios oscilaron entre 21,50 y 26,00, siendo el híbrido H₉ el que obtuvo la menor expresión y el H₅ la mayor. Otra característica de interés es el incremento en la longitud de estos (Figura 5), ya que todos los ejemplares híbridos superaron la expresión de sus progenitores (P₁ = 2,74 mm; P₂ = 1,37 mm) con promedios desde 2,95 mm en el híbrido H₁₀, hasta 4,05 mm en el híbrido H₃ (Tabla 1), proporcionándole a este nuevo genotipo una ventaja como mecanismo de defensa contra algunos depredadores. Birchler *et al.* (2003) comentan que la sobreexpresión de alguna característica en descendientes híbridos podría atribuirse a la acumulación de numerosos locis en heterocigosis, propiciado por la interacción de dos genomas distintos, en este caso particular, que intervengan en la organogénesis de las espinas o de la biomasa foliar hacia los bordes.

Tabla 1. Atributos morfológicos evaluados en plantas adultas de los híbridos y sus parentales *Aloe jucunda* y *A. vera*.

Planta	P ₁	P ₂	H ₁	H ₂	H ₃	H ₄
Rasgo						
CH	Verde grisáceo	Verde pino	Verde pino	Verde pino	Verde pino	Verde pino
CF	Amarillo	Rosa	Rosa	Rosa	Rosa	Rosa
NH	24,90±2,85 ^{bc}	18,90±3,38 ^h	24,00±0,00 ^{cd}	25,00±0,00 ^{bc}	23,00±0,00 ^{de}	22,00±0,00 ^{ef}
LH	57,31±0,34 ^a	7,21±0,07 ^g	31,00±0,53 ^{bc}	32,40±1,32 ^b	29,77±0,97 ^{cd}	27,53±0,40 ^d
AH	64,60±2,25 ^a	15,67±0,34 ^f	38,17±1,50 ^c	39,66±1,50 ^{bc}	36,91±1,88 ^c	37,43±1,12 ^c
EH	21,63±0,55 ^a	9,42±0,28 ^f	16,85±1,65 ^{cde}	18,29±0,90 ^{bcd}	19,63±1,32 ^b	16,44±0,70 ^{de}
VH	211,08±9,87 ^a	2,81±0,09 ^g	52,05±2,92 ^{bcd}	61,61±5,67 ^b	56,52±5,99 ^{bc}	44,32±1,29 ^{de}
ND	34,95±0,23 ^a	19,75±0,60 ^h	24,00±0,00 ^c	22,50±1,22 ^f	23,50±0,52 ^d	23,00±0,00 ^e
LD	2,75±0,10 ^b	1,38±0,04 ^c	3,64±0,14 ^a	3,75±0,22 ^a	4,05±0,02 ^a	3,97±0,08 ^a
NMad	-	51,13±4,00 ^{cd}	78,67±4,93 ^a	61,63±4,93 ^{bc}	77,66±3,79 ^a	76,00±4,36 ^{ab}
NMab	-	225,36±7,57 ^{ab}	199,00±14,80 ^c	202,66±14,50 ^{bc}	222,33±6,03 ^{ab}	235,00±12,53 ^a
AMad	-	1,82±0,12 ^{ef}	18,77±8,64 ^{abc}	21,54±1,83 ^a	11,90±5,49 ^{cd}	20,62±2,04 ^{ab}
AMab	-	0,93±0,04 ^d	22,79±6,90 ^a	20,96±12,13 ^{ab}	13,76±4,23 ^{bc}	24,10±1,53 ^a
AIH	31,82±0,91 ^c	79,06±3,32 ^a	39,16±1,77 ^{bc}	38,35±3,40 ^{bc}	34,74±0,67 ^{bc}	42,22±3,42 ^{bc}
AEHC	80,79±2,99 ^g	105,37±8,34 ^{ef}	122,68±7,25 ^d	98,46±10,73 ^f	124,66±19,52 ^{cd}	138,08±1,17 ^{abc}
NHi	6,80±2,04 ^c	4,10±0,99 ^d	4,00±0,00 ^d	4,00±0,00 ^d	4,00±0,00 ^d	9,00±0,00 ^b

Los valores representan: promedio ± desviación estándar. Letras iguales indican promedios estadísticamente similares ($\alpha=0,05$) entre genotipos según pruebas de ámbitos múltiples de Duncan para la mayoría de los rasgos y de MDS para NH.

CH = Color de las hojas
 CF = Color de las flores
 NH = Número de hojas
 LH = Longitud de la hoja (cm)
 AH = Ancho de la hoja (mm)
 EH = Espesor de la hoja (mm)

VH = Volumen de la hoja (cm³)
 ND = Número de dientes laterales
 LD = Longitud de dientes laterales (mm)
 NMad = Número de manchas cara adaxial
 NMab = Número de manchas abaxial (mm)
 AMad = Área de manchas adaxial (mm²)

AMab = Área de manchas abaxial (mm²)
 AIH = Ángulo de inserción de la hoja (°)
 AEHC = Ángulo entre hojas continuas (°)
 NHi = Número de hijuelos
 P₁ = *Aloe vera*, P₂ = *A. jucunda*
 H_n = cada híbrido

Tabla 1. Continuación

Planta Rasgo	H ₅	H ₆	H ₇	H ₈	H ₉	H ₁₀
CH	Verde pino	Verde pino	Verde pino	Verde pino	Verde pino	Verde pino
CF	Rosa	Rosa	Rosa	Rosa	Rosa	Rosa
NH	27,00±0,00 ^a	26,00±0,00 ^{ab}	22,00±0,00 ^{ef}	21,00±0,00 ^{fg}	20,00±0,00 ^{gh}	24,00±0,00 ^{cd}
LH	28,13±0,25 ^d	32,07±1,85 ^{bc}	27,17±1,31 ^{de}	27,57±0,15 ^d	24,83±1,17 ^e	21,43±0,47 ^f
AH	29,55±1,88 ^e	33,43±0,71 ^d	41,81±2,26 ^b	37,47±0,89 ^c	30,21±1,10 ^{de}	28,06±0,76 ^e
EH	14,94±0,28 ^e	16,87±0,71 ^{cde}	19,00±1,42 ^{bc}	17,48±1,60 ^{bcd}	18,16±0,47 ^{bcd}	19,01±0,50 ^{bc}
VH	32,49±2,62 ^f	48,80±1,69 ^{cd}	56,48±5,59 ^{bc}	47,26±4,27 ^{cd}	35,66±1,99 ^{ef}	29,92±0,96 ^f
ND	26,00±0,00 ^b	23,00±0,00 ^e	22,50±1,03 ^f	23,50±0,75 ^d	21,50±1,21 ^g	23,00±0,00 ^e
LD	2,98±0,11 ^b	3,55±0,54 ^a	3,73±0,57 ^a	3,60±0,56 ^a	3,87±0,13 ^a	2,95±0,23 ^b
NMad	39,33±11,50 ^d	69,66±16,01 ^{ab}	71,33±17,47 ^{ab}	50,00±5,29 ^{cd}	44,00±3,46 ^d	24,33±4,62 ^e
NMab	178,66±16,01 ^{cd}	180,33±18,01 ^{cd}	223,00±16,37 ^{ab}	183,33±12,86 ^{cd}	170,33±7,09 ^{de}	149,00±14,80 ^e
AMad	13,18±5,18 ^{bcd}	21,25±6,18 ^{ab}	21,97±5,56 ^a	15,43±3,90 ^{abcd}	8,26±1,74 ^{de}	10,58±2,11 ^d
AMab	9,92±2,84 ^c	13,76±2,99 ^{bc}	18,93±1,70 ^{ab}	13,40±2,56 ^{bc}	6,48±0,66 ^{cd}	10,10±2,05 ^c
AIH	43,20±5,81 ^b	37,83±2,18 ^{bc}	34,2±11,56 ^{bc}	38,17±4,65 ^{bc}	38,67±9,80 ^{bc}	36,05±7,26 ^{bc}
AEHC	142,19±6,22 ^a	121,56±1,04 ^d	126,49±12,53 ^{bcd}	139,40±3,63 ^{ab}	126,23±0,83 ^{bcd}	117,74±7,37 ^{de}
NHi	4,00±0,00 ^d	2,00±0,00 ^f	3,00±0,00 ^e	9,00±0,00 ^b	10,00±0,00 ^a	2,00±0,00 ^f

Los valores representan: promedio ± desviación estándar. Letras iguales indican promedios estadísticamente similares ($\alpha=0,05$) entre genotipos según pruebas de ámbitos múltiples de Duncan para la mayoría de los rasgos y de MDS para NH.

CH = Color de las hojas
 CF = Color de las flores
 NH = Número de hojas
 LH = Longitud de la hoja (cm)
 AH = Ancho de la hoja (mm)
 EH = Espesor de la hoja (mm)

VH = Volumen de la hoja (cm³)
 ND = Número de dientes laterales
 LD = Longitud de dientes laterales (mm)
 NMad = Número de manchas cara adaxial
 NMab = Número de manchas abaxial (mm)
 AMad = Área de manchas adaxial (mm²)

AMab = Área de manchas abaxial (mm²)
 AIH = Ángulo de inserción de la hoja (°)
 AEHC = Ángulo entre hojas continuas (°)
 NHi = Número de hijuelos
 H_n = cada híbrido



Figura 3. Rasgos vegetativos del híbrido (H) y sus parentales (P₁ = *Aloe vera* y P₂ = *A. jucunda*). (a) Hojas enteras mostrando la cara adaxial en los tres genotipos, Barra = 5 cm. (b) Corte transversal en la base foliar, Barra = 1 cm.



Figura 4. Emersión de hijuelos en el híbrido experimental *Aloe jucunda* x *A. vera*.



Figura 5. Dimensiones de la longitud de dientes foliares de *Aloe vera* (superior), híbrido (medio y extremo derecho) y *A. jucunda* (inferior). Barra = 5 cm.

La presencia de manchas, el número y el área de estas estuvo influenciada por el genoma paterno de *Aloe jucunda*, ya que *A. vera* no presenta zonas carentes de clorofila durante la etapa adulta, sino únicamente en los primeros meses de crecimiento. La tendencia mostrada por los híbridos experimentales fue la permanencia de estas durante todo el proceso de crecimiento hasta su adultez. Los híbridos H₁, H₃ y H₄ acumularon los mayores promedios en la cantidad de manchas de la superficie adaxial, al igual que H₃, H₄ y H₇ a nivel abaxial (Tabla 1). Respecto al área, el ejemplar H₇ fue el que mostró manchas que abarcaban un mayor espacio en la hoja, lo cual pudiera estar relacionado con la menor longitud de la misma.

También se evidenció un menor número de manchas en la superficie adaxial, con valores desde 24,33 a 78,67; en contraste con la abaxial que osciló entre 149,00 a 235,00 en las plantas híbridas (Figura 6). Esto es una característica importante debido a que puede estar asociado directamente con la actividad fotosintética de la hoja. Ciciarelli (2007), en su estudio sobre algunas especies del género *Canna*, encontró que aquellas que presentaban hojas variegadas (con manchas) mostraban una ausencia completa de cloroplastos en los sectores foliares con parches blancos, infiriendo que se debía a una mutación citológica local (quimera sectorial) que induce la formación de células protodérmicas sin cloroplastos o con plastidios que no completan la formación de su aparato pigmentario, interpretando que las plantas con estas características tienen una eficiencia fotosintética menor y lento crecimiento. En base a lo anterior, a primera vista podría considerarse que la presencia de manchas en los híbridos experimentales, heredadas desde el genoma paterno, limitaría un poco su rendimiento foliar debido a una menor área fotosintética; sin embargo, en la mayoría de los casos, el número y área de dichas manchas estuvo acompañado de una mayor longitud, ancho y espesor de las hojas.

El ángulo de inserción de las hojas fue una de las características vegetativas con menor variación en los híbridos experimentales con promedios desde 34,20 hasta 43,20 grados (Tabla 1) que reflejan una tendencia estadísticamente similar entre ellos y con su parental femenino (*A. vera*). Por otra parte, el ángulo entre hojas continuas si presentó

un efecto heterótico positivo y gran variación en la mayoría de la descendencia, sólo el híbrido H₂ mostró inferioridad con respecto al parental masculino (*A. jucunda*) con 98,46 grados, separándose considerablemente del híbrido H₅ que obtuvo un ángulo entre hojas de 142,19 grados (Tabla 1).

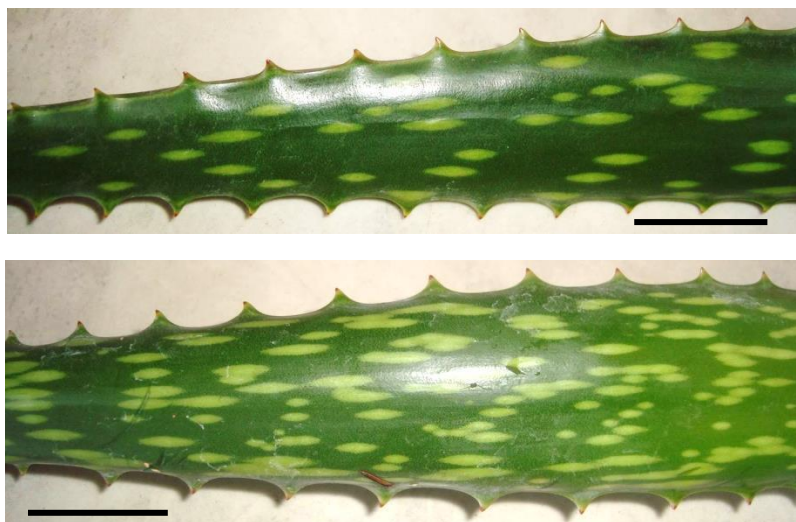


Figura 6. Detalles del número de manchas foliares en el híbrido experimental *Aloe jucunda* x *A. vera*. a) Cara adaxial. b) Cara abaxial. Barra = 2,5 cm.

Es importante resaltar que rasgos cualitativos como el color rosa de las flores, el verde pino brillante y carácter variegado de sus hojas, como consecuencia de la contribución del genoma paterno, le confieren a este nuevo genotipo híbrido interés económico por su elevado valor ornamental (Figura 7).

Los estudios de efectos heteróticos han sido utilizados desde hace mucho tiempo en el mejoramiento de muchas especies y ha demostrado que constituye una buena alternativa para un mejor aprovechamiento de genes deseables, que puedan ser integrados en poblaciones mejoradas y aumentar su base genética, además, permiten reconocer a aquellas combinaciones híbridas sobresalientes originadas de cruzamientos entre variedades o especies diferentes (Machado y Miranda, 2003). Estos argumentos, se

corroboran con la elevada variabilidad en la expresión fenotípica existente en los morfotipos evaluados en esta investigación.

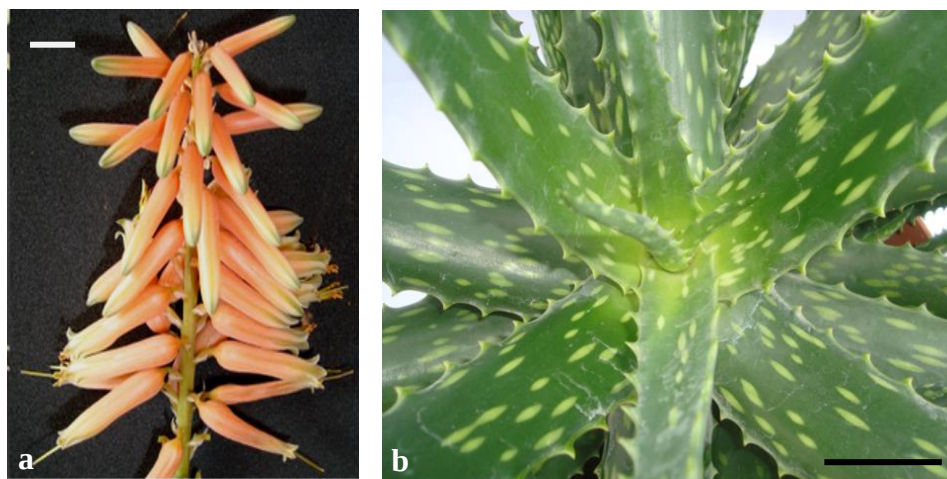


Figura 7. Rasgos cualitativos del híbrido experimental *Aloe jucunda* x *A. vera*. a) Color de las flores. Barra = 1 cm. b) Color y carácter variegado de las hojas. Barra = 5 cm.

Un estudio realizado por Espitia *et al.* (2006) en híbridos de dos variedades de *Cucurbita moschata* (“bolo verde” y “soler”) señalan que el efecto heterótico causado por las distintas interacciones génicas entre sus progenitores son la principal causa del mayor rendimiento en el número de frutos, semillas y grosor de la pulpa, convirtiéndolo en un genotipo potencialmente explotable para mejorar la productividad de esta planta. Estos autores señalan que los descendientes de cruzamientos que tienen un comportamiento mejor o peor del que se puede esperar, sobre la base del comportamiento promedio de sus progenitores, está asociado con genes de efectos dominantes, epistáticos y otros tipos de interacciones génicas como la acción génica no aditiva.

Papa y Gepts (2004) y Gresel y Valverde (2009) indican que los cruzamientos entre géneros o especies distintas pueden conllevar a que la descendencia o plantas híbridas en algunos casos expresen rasgos superiores (heterosis o vigor híbrido) o inferiores a las del promedio de sus progenitores, proporcionando en determinadas ocasiones características de interés agronómico. Huang *et al.* (2015) comentan que la alta variación de rasgos

fenotípicos en los descendientes provenientes de cruzamientos entre especies diferentes puede ser el resultado del encuentro de las distintas alternativas alélicas en el genoma de los híbridos, así como de la expresión de los mismos.

Estudios de hibridación entre arroz maleza y una variedad transgénica de arroz resistente a glufosinato de amonio fueron reportados por Sánchez *et al.* (2009), observando heterosis positiva en rasgos de productividad. Sin embargo, el número de semillas presentó heterosis negativa, sugiriendo una depresión exogámica relacionada con las distancias genéticas de los progenitores. Shen *et al.* (2014) señalan que mecanismos como la dominancia y la epistasis han sido considerados como los principales contribuidores para la sobreexpresión de rasgos en las plantas híbridas de arroz.

Vásquez (2015), analizó morfológicamente la hibridación entre biotipos de arroz maleza y variedades resistentes a imidazolinonas, encontrando una predominancia en la altura y en el número de semillas en la mayoría de los híbridos F_1 con respecto a los F_2 y sobre las líneas parentales, argumentando que la combinación de rasgos, en la primera generación, les permite el dominio a los alelos dominantes sobre los recesivos en el fenotipo. Poehlman y Allen (2005) indican que la segregación en la F_2 de plantas autógamias provoca la reducción del rendimiento y otras características de calidad del fruto, porque el grado de heterocigosis se reduce a la mitad.

Es importante resaltar que en los híbridos entre *Aloe vera* y *A. jucunda*, la heterosis negativa fue poco frecuente, tanto en características como en los ejemplares evaluados. Ellstrand (2003) y Sánchez *et al.* (2009) asocian la pérdida de vigor híbrido con la distancia genética entre los progenitores. Esto permite inferir, que a pesar de las evidentes diferencias morfológicas entre ambos parentales de *Aloe*, no existen grandes distancias genéticas entre estos, en correspondencia con el nivel de compatibilidad entre ambas especies.

Otras investigaciones sobre atributos morfológicos realizadas por Imery (2007a) en híbridos interespecíficos diploides (VS) y triploides (VVS) entre *A. vera* y *A. saponaria* y por Imery y Cequea (2012) en híbridos triploides (VJJ) entre *A. vera* y *A. jacksonii*,

arrojaron resultados similares al presente estudio, ya que encontraron diferencias significativas entre los genotipos evaluados en la mayoría de las características vegetativas. En los híbridos triploides VVS la sobreexpresión (gigantismo) en las dimensiones foliares y la mayor tolerancia al patógeno (*Erwinia chrysanthemi*) fueron algunas de las consecuencias de la duplicación artificial del número de cromosomas de *A. vera*, que además permite corroborar la importancia de la inducción de poliploidía en conjunto con la hibridación como estrategias combinadas para el mejoramiento genético de estas plantas. Los cruzamientos entre *A. vera* y *A. jacksonii* proporcionaron a sus descendientes características de importancia como un elevado número de hijuelos y rasgos de interés ornamental.

Por su parte, Albornoz (2011) también reporta la sobreexpresión de características como la longitud, ancho, espesor y el volumen de las hojas en la progenie entre *A. vera* y *A. littoralis* como una consecuencia de la contribución de dos genomas distintos, proporcionándole a este nuevo genotipo un elevado valor a nivel agronómico. La escasa emergencia de hijuelos (1 %) en estos descendientes sexuales reviste especial interés ya que favorecería las prácticas agronómicas en el campo y la no propagación de enfermedades que pudieran poner en riesgo su cultivo.

La hibridación interespecífica aflora la heterocigosidad acumulada por la propagación asexual de *A. vera* y propicia la formación de múltiples combinaciones genotípicas en la progenie como resultado de las recombinaciones intra e intercromosómicas en cada progenitor. Esta variabilidad genotípica ofrece una nueva alternativa para reducir la homogeneidad genética de los clones tradicionales de *A. vera*, la cual representa un riesgo inminente ante posibles cambios ambientales o el surgimiento de nuevas plagas y enfermedades (Imery, 2012b), además de producir una amplia gama de genotipos superiores (Imery *et al.*, 2008).

Determinación de cariotipos en los híbridos experimentales y especies parentales

La evaluación de células meristemáticas subapicales en los híbridos experimentales (H) y especies parentales *Aloe vera* (P₁) y *A. jucunda* (P₂) confirman la estabilidad

cromosómica distintiva de la mayoría de las plantas de este género ($2n=2x=14$), presentando un cariotipo bimodal conformado por catorce cromosomas, entre estos, ocho grandes (8L) y seis pequeños (6S) (Figura 8), ya reportado con anterioridad por autores como Brandham y Carter (1990), Pulakesh y Mukherjee (2014) y Velásquez e Imery (2015), considerando estas características como apomórficas dentro del género (Treutlien *et al.*, 2003).

Esta misma tendencia también ha sido descrita para la familia Agavaceae, pero en un número básico de $x=30$ con cinco cromosomas grandes y 25 pequeños (Gómez, 2013 y Mata *et al.*, 2017), el cual se mantiene por el proceso de ortoselección cariotípica (tendencia a que el mismo tipo de rearrreglos se repita una y otra vez en cromosomas diferentes de la misma especie) (White, 1978). Imery y Cequea (2002), argumentan que en especies donde existe una gran estabilidad cromosómica o baja frecuencia de cambios numéricos, las principales fuentes de variabilidad se atribuyen a mutaciones génicas o pequeñas aberraciones estructurales.



Figura 8. Cariotipos bimodales ($2n=2x=14=8L+6S$) de: a) híbrido experimental; b) *Aloe vera* y c) *A. jucunda*. Barra = 5 μ m.

La longitud total del cariotipo parental *A. vera* fue de $147,21 \pm 1,88$ μ m, en donde los cromosomas grandes oscilaron entre $13,27 \pm 0,36$ y $15,51 \pm 0,43$ μ m, representando un

77,09 % de la longitud del cariotipo y los cromosomas pequeños desde $5,09 \pm 0,20$ a $5,94 \pm 0,25$ μm , con un 22,91 % (Tabla 2).

Tabla 2. Características morfométricas de los cromosomas mitóticos del parental femenino *Aloe vera* (P₁).

N°	s (μm)	l (μm)	Lc (μm)	LR (%)	r (l/s)	Cl ₁	Cl ₂	Cl ₃
1	$4,37 \pm 0,10$	$11,14 \pm 0,45$	$15,51 \pm 0,43$	$10,53 \pm 0,18$	$2,55 \pm 0,13$	G	L ₁	sm
2	$4,17 \pm 0,18$	$10,88 \pm 0,34$	$15,04 \pm 0,16$	$10,22 \pm 0,24$	$2,62 \pm 0,19$	G	L ₁	sm
3	$3,25 \pm 0,29$	$11,25 \pm 0,08$	$14,50 \pm 0,20$	$9,85 \pm 0,02$	$3,48 \pm 0,35$	G	L ₂	st
4	$3,10 \pm 0,16$	$11,09 \pm 0,43$	$14,19 \pm 0,53$	$9,63 \pm 0,28$	$3,59 \pm 0,15$	G	L ₂	st
5	$3,00 \pm 0,11$	$10,74 \pm 0,27$	$13,75 \pm 0,29$	$9,34 \pm 0,15$	$3,58 \pm 0,16$	G	L ₃	st
6	$2,89 \pm 0,11$	$10,97 \pm 0,28$	$13,87 \pm 0,34$	$9,42 \pm 0,11$	$3,79 \pm 0,15$	G	L ₃	st
7	$2,72 \pm 0,09$	$10,55 \pm 0,40$	$13,27 \pm 0,36$	$9,01 \pm 0,13$	$3,89 \pm 0,24$	G	L ₄	st
8	$2,64 \pm 0,03$	$10,73 \pm 0,09$	$13,37 \pm 0,11$	$9,08 \pm 0,12$	$4,06 \pm 0,02$	G	L ₄	st
9	$2,28 \pm 0,03$	$3,66 \pm 0,28$	$5,94 \pm 0,25$	$4,04 \pm 0,15$	$1,61 \pm 0,15$	MG	S ₁	m
10	$2,22 \pm 0,05$	$3,57 \pm 0,36$	$5,79 \pm 0,40$	$3,93 \pm 0,33$	$1,61 \pm 0,13$	MG	S ₁	m
11	$2,05 \pm 0,12$	$3,64 \pm 0,33$	$5,70 \pm 0,22$	$3,87 \pm 0,20$	$1,78 \pm 0,26$	MG	S ₂	sm
12	$2,00 \pm 0,11$	$3,76 \pm 0,35$	$5,76 \pm 0,46$	$3,91 \pm 0,26$	$1,88 \pm 0,08$	MG	S ₂	sm
13	$1,92 \pm 0,03$	$3,53 \pm 0,20$	$5,44 \pm 0,23$	$3,70 \pm 0,11$	$1,84 \pm 0,07$	MG	S ₃	sm
14	$1,72 \pm 0,21$	$3,37 \pm 0,03$	$5,09 \pm 0,20$	$3,46 \pm 0,15$	$1,98 \pm 0,27$	MG	S ₃	sm
Lt=			$147,21 \pm 1,88$					

s: Longitud brazo corto, l: longitud brazo largo, Lc: longitud del cromosoma, Lt: longitud total del cariotipo, LR: longitud relativa, r: relación l/s, Cl₁: clasificación cromosómica según Stebbins (1971), G: cromosoma grande, MG: medianamente grande, Cl₂: Clasificación cromosómica según Brandham (1971a), L: cromosoma grande, S: pequeño, Cl₃: clasificación cromosómica según Levan *et al.* (1964), sm: centrómero en posición submedia, st: subterminal, m: media. Los valores indican promedio $\pm$ desviación estándar a partir de n= 3 células.

En *A. jucunda*, los cromosomas grandes presentan longitudes entre $14,71 \pm 0,50$ y $16,90 \pm 0,79$ μm y los pequeños $5,53 \pm 0,57$ a $6,51 \pm 0,64$ μm , representando un 78,05 % y 21,95 % de la longitud total ($165,37 \pm 8,46$ μm) del cariotipo, respectivamente (Tabla 3), resultando estos valores ligeramente superiores a los de *A. vera*.

Brandham y Doherty (1998) y Zonneveld (2002, 2015), analizaron el contenido de ADN y las variaciones morfométricas entre los cromosomas de un gran número de especies de la familia Asphodelaceae, llegando a la conclusión de que el aumento en la cantidad de ADN ocurre de manera proporcional entre cromosomas grandes y pequeños,

manteniéndose así la longitud relativa de cada cromosoma y la bimodalidad uniforme del cariotipo en la mayoría de las especies de *Aloe*.

Tabla 3. Características morfométricas de los cromosomas mitóticos del parental masculino *Aloe jucunda* (P₂).

N°	s (μm)	l (μm)	Lc (μm)	LR (%)	r (l/s)	Cl ₁	Cl ₂	Cl ₃
1	4,77±0,26	12,13±0,61	16,90±0,79	10,22±0,14	2,55±0,12	G	L ₁	sm
2	4,48±0,18	11,90±0,98	16,38±1,06	9,90±0,27	2,66±0,20	G	L ₁	sm
3	3,71±0,38	12,40±0,54	16,12±0,58	9,76±0,42	3,37±0,41	G	L ₂	st
4	3,60±0,28	13,22±1,79	16,81±2,03	10,15±0,79	3,67±0,31	G	L ₂	st
5	3,49±0,23	13,11±0,56	16,61±0,68	10,05±0,37	3,76±0,25	G	L ₃	st
6	3,29±0,07	12,96±0,68	16,25±0,73	9,83±0,09	3,94±0,16	G	L ₃	st
7	3,14±0,21	12,16±1,18	15,30±1,39	9,24±0,38	3,86±0,13	G	L ₄	st
8	2,95±0,28	11,76±0,28	14,71±0,50	8,90±0,23	4,01±0,36	G	L ₄	st
9	2,48±0,05	3,85±0,07	6,33±0,06	3,84±0,23	1,55±0,06	MG	S ₁	sm
10	2,29±0,17	3,85±0,28	6,14±0,45	3,71±0,10	1,68±0,01	MG	S ₁	m
11	2,14±0,12	4,37 ±0,54	6,51±0,64	3,93±0,19	2,03±0,18	MG	S ₂	sm
12	2,03±0,07	4,10±0,15	6,13±0,21	3,71±0,15	2,02±0,06	MG	S ₂	sm
13	1,84±0,22	3,81±0,19	5,65±0,39	3,42±0,26	2,09±0,19	MG	S ₃	sm
14	1,88±0,34	3,95±0,28	5,53±0,59	3,35±0,28	2,56±0,48	MG	S ₃	sm
Lt=			165,37±8,46					

s: Longitud brazo corto, l: longitud brazo largo, Lc: longitud del cromosoma, Lt: longitud total del cariotipo, LR: longitud relativa, r: relación l/s, Cl₁: clasificación cromosómica según Stebbins (1971), G: cromosoma grande, MG: medianamente grande, Cl₂: Clasificación cromosómica según Brandham (1971a), L: cromosoma grande, S: pequeño, Cl₃: clasificación cromosómica según Levan *et al.* (1964), sm: centrómero en posición submedia, st: subterminal, m: media. Los valores indican promedio ± desviación estándar a partir de n= 3 células.

En esta evaluación los resultados de la longitud total del cariotipo en *A. jucunda* y *A. vera* presentaron algunas variaciones de 26,50 y 15,63 μm por encima con respecto a los reportados por Imery (2007a) y Velásquez (2009), pudiendo atribuirse a diferencias en la metodología utilizada por estos autores, ya que emplearon colchicina durante 180 min, pudiendo traer como consecuencia un mayor grado de condensación de la cromatina (Singh, 2003); mientras que en este estudio la exposición de los meristemas radicales a este alcaloide mitostático fue de solo 90 min. También existe la posibilidad de que el sistema óptico y de ampliación de las imágenes de los equipos utilizados en cada estudio contribuyeran con ligeras diferencias en las dimensiones cariológicas.

El análisis de varianza aplicado en los diez ejemplares híbridos y sus parentales arrojó que las diferencias entre estos genotipos no llegan a ser significativas ($p>0,05$), tanto para las longitudes cromosómicas, longitud relativa y el índice “r” (Anexo 2), por lo que se calcularon los promedios de los diez híbridos experimentales, obteniéndose una longitud total cariotípica de $153,00\pm4,11 \mu\text{m}$ que resultó intermedia entre ambos progenitores, con cromosomas grandes que van desde $13,77\pm0,37$ a $15,77\pm0,63 \mu\text{m}$ y cromosomas pequeños que oscilan entre $5,25\pm0,16$ a $6,15\pm0,17 \mu\text{m}$. Porcentualmente, los cromosomas grandes representan el 77,74 % y los pequeños el 22,26 % de la longitud total del cariotipo (Tabla 4). Estudios cariológicos realizados por Imery (2007a) en híbridos diploides entre *Aloe vera* y *A. saponaria* y por Albornoz (2011) en híbridos entre *A. vera* y *A. littoralis*, concuerdan con estos resultados ya que reportan longitudes cariotípicas entre 145 a 159 μm y 140 a 146 μm , respectivamente, y también intermedias entre ambos progenitores.

Tabla 4. Características morfométricas promediadas de los cromosomas mitóticos de los diez híbridos experimentales *Aloe jucunda* x *A. vera*.

Nº	s (μm)	l (μm)	Lc (μm)	LR (%)	r (l/s)	Cl ₁	Cl ₂	Cl ₃
1	4,51 $\pm$ 0,20	11,26 $\pm$ 0,48	15,77 $\pm$ 0,63	10,33 $\pm$ 0,19	2,50 $\pm$ 0,09	G	L ₁	sm
2	4,19 $\pm$ 0,23	10,46 $\pm$ 0,46	15,65 $\pm$ 0,60	10,25 $\pm$ 0,25	2,74 $\pm$ 0,14	G	L ₁	sm
3	3,48 $\pm$ 0,14	11,82 $\pm$ 0,30	15,30 $\pm$ 0,38	10,03 $\pm$ 0,18	3,41 $\pm$ 0,12	G	L ₂	st
4	3,27 $\pm$ 0,13	11,84 $\pm$ 0,54	15,11 $\pm$ 0,60	9,90 $\pm$ 0,16	3,62 $\pm$ 0,16	G	L ₂	st
5	3,18 $\pm$ 0,10	11,50 $\pm$ 0,41	14,68 $\pm$ 0,48	9,61 $\pm$ 0,17	3,62 $\pm$ 0,09	G	L ₃	st
6	3,03 $\pm$ 0,09	11,53 $\pm$ 0,25	14,56 $\pm$ 0,29	9,54 $\pm$ 0,25	3,81 $\pm$ 0,11	G	L ₃	st
7	2,91 $\pm$ 0,11	11,20 $\pm$ 0,52	14,10 $\pm$ 0,59	9,25 $\pm$ 0,20	3,86 $\pm$ 0,15	G	L ₄	st
8	2,73 $\pm$ 0,11	11,04 $\pm$ 0,32	13,77 $\pm$ 0,37	9,03 $\pm$ 0,21	4,05 $\pm$ 0,16	G	L ₄	st
9	2,30 $\pm$ 0,15	3,85 $\pm$ 0,15	6,15 $\pm$ 0,17	4,04 $\pm$ 0,12	1,68 $\pm$ 0,14	MG	S ₁	m
10	2,13 $\pm$ 0,10	3,64 $\pm$ 0,23	5,78 $\pm$ 0,28	3,79 $\pm$ 0,12	1,71 $\pm$ 0,10	MG	S ₁	sm
11	2,05 $\pm$ 0,08	3,71 $\pm$ 0,16	5,77 $\pm$ 0,15	3,78 $\pm$ 0,14	1,82 $\pm$ 0,12	MG	S ₂	sm
12	1,96 $\pm$ 0,09	3,62 $\pm$ 0,09	5,57 $\pm$ 0,12	3,66 $\pm$ 0,09	1,86 $\pm$ 0,10	MG	S ₂	sm
13	1,85 $\pm$ 0,09	3,71 $\pm$ 0,31	5,56 $\pm$ 0,38	3,64 $\pm$ 0,19	2,01 $\pm$ 0,12	MG	S ₃	sm
14	1,69 $\pm$ 0,07	3,56 $\pm$ 0,17	5,25 $\pm$ 0,16	3,44 $\pm$ 0,08	2,12 $\pm$ 0,17	MG	S ₃	sm
Lt=			153,00 $\pm$ 4,11					

s: Longitud brazo corto, l: longitud brazo largo, Lc: longitud cromosoma, Lt: longitud total del cariotipo, LR: longitud relativa, r: relación l/s, Cl₁: clasificación cromosómica según Stebbins (1971), G: cromosoma grande, MG: medianamente grande, Cl₂: Clasificación cromosómica según Brandham (1971a), L: cromosoma grande, S: pequeño, Cl₃: clasificación cromosómica según Levan *et al.* (1964), sm: centrómero en posición submedia, st: subterminal, m: media. Los valores indican promedio $\pm$ desviación estándar a partir de n= 3 células.

El estudio morfométrico de los componentes cromosómicos reveló las siguientes fórmulas cariotípicas: $2n=2x=14=8L+6S=2L_{sm_{sat}}+4L_{st}+2L_{st_{sat}}+2S_{m}+4S_{sm}$ para *Aloe vera*; $2n=2x=14=8L+6S=2L_{sm}+2L_{st}+4L_{st_{sat}}+1S_{m}+5S_{sm}$ para *A. jucunda* y $2n=2x=14=8L+6S=1L_{sm_{sat}}+1L_{sm}+3L_{st}+3L_{st_{sat}}+1S_{m}+5S_{sm}$ para el híbrido experimental (Tabla 4). Brandham (1971a), asigna la letra L para cromosomas grandes y S para cromosomas pequeños, el L_1 es el cromosoma con brazo corto más largo, L_2 y L_3 con longitudes intermedias de difícil distinción y L_4 es el cromosoma más pequeño del grupo de los grandes, y los S_1 , S_2 y S_3 clasificados de mayor a menor, respectivamente.

En el híbrido experimental, los cromosomas identificados como L son grandes y los S medianamente grandes según el sistema de clasificación de Stebbins (1971). El índice “r” según Levan *et al.* (1964), determinó una clasificación sm (centrómero en posición submedia) en dos de los cromosomas L y en cinco de los cromosomas S, centrómeros con posición st en seis cromosomas L y en posición m en un cromosoma S (Tabla 4). Albornoz e Imery (2003) reportan cromosomas S de la región media (sm) en ocho poblaciones distintas de *A. vera* en la península de Araya; sin embargo, los cariotipos de *A. vera* y *A. jucunda* estudiados por Velásquez e Imery (2015) evidenciaron únicamente cromosomas S de la región submedia. Por su parte, Matos y Molina (1997) encontraron que en ejemplares de *A. vera* del estado Zulia y Falcón, todos los cromosomas eran submetacéntricos (equivalente a sm), hecho no observado en el parental femenino del presente estudio. En consecuencia, el cromosoma de la región media (m) del par S_1 observado en el híbrido experimental, pudiese haber sido heredado de cualquiera de sus progenitores.

Las constricciones secundarias se evidenciaron en uno de los brazos largos del par L_1 y del par L_3 y en los dos brazos largos del par L_4 (Figura 9), resaltando que sólo se observaron en algunos de los 30 cariotipos analizados que presentaban células prometafásicas con menor grado de condensación de la cromatina que permitió la visualización de las mismas. En la familia Asphodelaceae, las constricciones secundarias están generalmente localizadas en los extremos de los brazos largos de cromosomas grandes, variando de posición a lo largo de los géneros de este grupo de plantas

suculentas (Snoad, 1951; Brandham, 1971b). En el parental femenino (*Aloe vera*), la existencia de estas regiones organizadoras del nucleolo (RON) se ubican en los dos brazos largos de los pares L₁ y L₄ (Imery y Caldera, 2002; Albornoz e Imery, 2003; Ahirwar y Verma, 2014) y en el parental masculino (*A. jucunda*) se muestran en los dos brazos largos de los pares L₃ y L₄ (Velásquez e Imery, 2015). Esto permite deducir que las constricciones presentes en uno de los brazos largos del par L₁ del híbrido experimental, es heredada del genoma materno de *A. vera*, la ubicada en uno de los brazos largos del par L₃, es heredada del genoma paterno de *A. jucunda* y las presentes en los dos brazos largos del par cromosómico L₄, fueron heredadas de ambos progenitores.

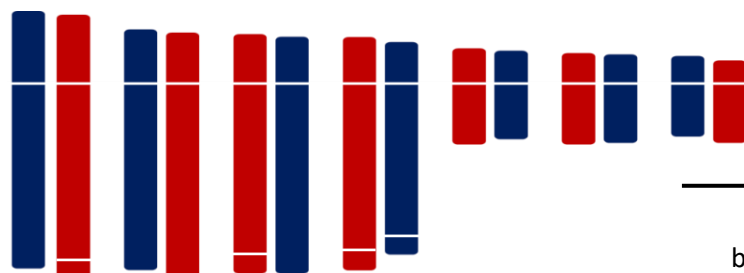


Figura 9. Cromosomas mitóticos del híbrido experimental H₇. a) Cariotipo. b) Idiograma. Las flechas indican constricciones secundarias. Barra = 5 μ m.

Es importante resaltar que en contraste con lo aportado por Brandham (1971b), en el presente estudio se pudo evidenciar la presencia de una constricción secundaria en uno de los brazos cortos del par S_1 de *A. vera* (Figura 10). A este respecto, Albornoz e Imery (2003) observaron una separación en el extremo del brazo corto de uno de los cromosomas pequeños, atribuyéndola a una posible translocación recíproca desigual entre un fragmento de algunos de los cromosomas grandes con una sección del cromosoma pequeño. No obstante, en análisis de ADN ribosomal (ADNr) de 28 especies de *Aloe*, se hallaron en cuatro de estas, incluyendo a *A. vera*, zonas de ADNr en la región terminal de los brazos cortos de cromosomas S, lo que sustenta de manera más significativa la presencia de un satélite en el S_1 (Adams *et al.*, 2000), descartando entonces la posibilidad de una translocación recíproca. Velásquez (2009) también visualiza esta constricción en células sometidas a la técnica de bandeo C, tanto para *A. vera* como para *A. saponaria*. A pesar de ello, en los híbridos experimentales *A. vera* x *A. jucunda* no se hicieron presentes las mismas, infiriendo que no haya sido posible su distinción debido al grado de condensación de los cromosomas por el efecto del agente antimitótico o porque en las distintas alternativas de la repartición cromosómica propiciada por la interacción genómica de dos especies distintas, no haya sido heredado el cromosoma del par S_1 del parental femenino que porta esta constricción.

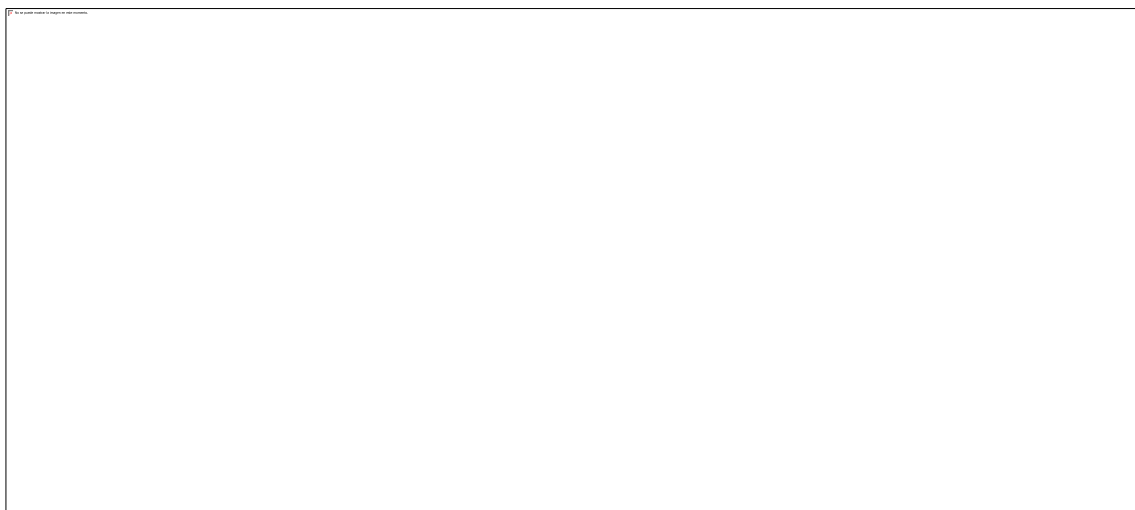


Figura 10. Cariotipos del parental femenino *Aloe vera*. Las flechas indican constricción secundaria en el brazo corto de un cromosoma del par S_1 . Barra = 5 μ m.

Los análisis morfométricos de los componentes cromosómicos en los diez híbridos experimentales se muestran en las tablas 5-14, así mismo, los cariotipos, cariogramas e idiogramas de los híbridos y especies parentales se presentan en las figuras 11-22.

Al comparar las longitudes cromosómicas entre los pares de homólogos en los 12 genotipos evaluados, según prueba “T-student” (Anexo 3), se comprobó que las diferencias no llegan a ser significativas ($p > 0,05$) en la mayoría de estos, excepto en el par L_2 del híbrido H_6 (Figura 16) con promedios de 15,21 μm en el cromosoma L_{2a} y 14,18 μm en el L_{2b} (Tabla 10) y en el par S_1 del híbrido H_{10} (Figura 20) con 6,05 μm en el S_{1a} y 5,31 μm en el S_{1b} (Tabla 14). En cuanto a la longitud relativa (Anexo 4), sólo se evidenciaron diferencias significativas ($p \leq 0,05$) entre el par de homólogos S_3 de los híbridos H_3 y H_5 (Figuras 13 y 15) con promedios de 5,42 μm en el S_{3a} y 4,97 μm en el S_{3b} (Tabla 7) y 6,39 μm en el S_{3a} y 5,52 μm S_{3b} (Tabla 9), respectivamente.

En la relación entre el brazo largo y corto (índice “r”), se evidenció más heteromorfismos entre cromosomas homólogos, siendo significativas ($p \leq 0,05$) las diferencias dentro del par L_2 del híbrido H_1 (Figura 11) con razones numéricas de 3,24 en el L_{2a} y 3,52 en el L_{2b} (Tabla 5); en el par L_1 del híbrido H_2 y H_3 (Figura 12 y 13) con 2,52 en el L_{1a} y 3,00 en el L_{1b} (Tabla 6) y 2,43 en el L_{1a} y 2,87 en L_{1b} (Tabla 7), respectivamente. Entre los homólogos más pequeños, también se encontraron diferencias significativas ($p \leq 0,05$) en sus índices r para el par S_1 del híbrido H_4 (Figura 14) con promedios de 1,52 en el S_{1a} y 1,80 en el S_{1b} (Tabla 8); en el par S_3 del híbrido H_7 (Figura 17) con promedios de 1,83 en el S_{3a} y 2,50 en el S_{3b} (Tabla 11) y diferencias altamente significativas ($p \leq 0,001$) en el par L_1 del híbrido H_9 (Figura 19) con promedios de 2,57 en el L_{1a} y 2,82 en el L_{1b} (Tabla 13).

Tabla 5. Características morfométricas de los cromosomas mitóticos del híbrido experimental H₁ entre *Aloe jucunda* y *A. vera*.

Nº	s (µm)	l (µm)	Lc (µm)	LR (%)	r (l/s)	Cl ₁	Cl ₂	Cl ₃
1	4,57±0,23	11,34±1,26	15,90±1,49	10,45±0,64	2,48±0,15	G	L ₁	sm
2	4,40±0,19	11,05±0,68	15,44±0,85	10,16±0,20	2,51±0,08	G	L ₁	sm
3	3,59±0,11	11,65±0,35	15,23±0,45	10,03±0,07	3,24±0,04	G	L ₂	st
4	3,28±0,26	11,52±0,65	14,80±0,90	9,73±0,27	3,52±0,09	G	L ₂	st
5	3,15±0,22	11,69±1,32	14,84±1,51	9,75±0,64	3,71±0,24	G	L ₃	st
6	2,99±0,07	11,32±0,68	14,31±0,63	9,44±0,72	3,79±0,31	G	L ₃	st
7	2,90±0,18	10,49±0,33	13,39±0,47	8,82±0,46	3,62±0,18	G	L ₄	st
8	2,64±0,17	10,63±0,13	13,27±0,26	8,73±0,15	4,04±0,24	G	L ₄	st
9	2,58±0,20	3,62±0,47	6,20±0,64	4,07±0,29	1,40±0,12	MG	S ₁	m
10	2,23±0,19	3,84±0,13	6,07±0,23	4,00±0,16	1,73±0,15	MG	S ₁	sm
11	2,10±0,21	3,70±0,12	5,80±0,18	3,82±0,12	1,77±0,21	MG	S ₂	sm
12	1,94±0,14	3,73±0,49	5,67±0,37	3,74±0,36	1,94±0,40	MG	S ₂	sm
13	1,89±0,11	3,81±0,44	5,70±0,49	3,75±0,21	2,02±0,23	MG	S ₃	sm
14	1,74±0,05	3,59±0,18	5,33±0,22	3,51±0,26	2,06±0,07	MG	S ₃	sm
Lt=			151,95±5,40					

s: Longitud brazo corto, **l:** longitud brazo largo, **Lc:** longitud cromosoma, **Lt:** longitud total del cariotipo, **LR:** longitud relativa, **r:** relación l/s, **Cl₁:** clasificación cromosómica según Stebbins (1971), **G:** cromosoma grande, **MG:** medianamente grande, **Cl₂:** Clasificación cromosómica según Brandham (1971a), **L:** cromosoma grande, **S:** pequeño, **Cl₃:** clasificación cromosómica según Levan *et al.* (1964), **sm:** centrómero en posición submedia, **st:** subterminal, **m:** media. Los valores indican promedio ± desviación estándar a partir de n= 3 células.

Tabla 6. Características morfométricas de los cromosomas mitóticos del híbrido experimental H₂ entre *Aloe jucunda* y *A. vera*.

Nº	s (µm)	l (µm)	Lc (µm)	LR (%)	r (l/s)	Cl ₁	Cl ₂	Cl ₃
1	4,42±0,31	11,11±0,09	15,52±0,33	10,06±0,08	2,52±0,18	G	L ₁	sm
2	3,94±0,22	11,79±0,36	15,73±0,52	10,19±0,28	3,00±0,14	G	L ₁	sm
3	3,70±0,32	11,77±0,15	15,46±0,24	10,02±0,20	3,20±0,32	G	L ₂	st
4	3,47±0,16	11,62±0,54	15,09±0,61	9,77±0,26	3,35±0,17	G	L ₂	st
5	3,31±0,08	11,70±0,73	15,00±0,72	9,72±0,41	3,54±0,25	G	L ₃	st
6	3,02±0,32	11,85±0,16	14,87±0,46	9,64±0,35	3,95±0,41	G	L ₃	st
7	2,85±0,27	11,22±0,08	14,07±0,20	9,12±0,07	3,96±0,39	G	L ₄	st
8	2,64±0,16	11,31±0,55	13,95±0,40	9,04±0,21	4,31±0,47	G	L ₄	st
9	2,32±0,09	4,14±0,49	6,46±0,58	4,18±0,40	1,78±0,15	MG	S ₁	sm
10	2,20±0,11	3,58±0,49	5,78±0,38	3,75±0,24	1,64±0,31	MG	S ₁	m
11	2,08±0,09	3,59±0,68	5,67±0,75	3,67±0,48	1,72±0,28	MG	S ₂	sm
12	1,99±0,07	3,62±0,48	5,61±0,55	3,63±0,32	1,82±0,17	MG	S ₂	sm
13	1,81±0,08	4,01±0,19	5,82±0,26	3,77±0,22	2,22±0,06	MG	S ₃	sm
14	1,63±0,25	3,69±0,36	5,31±0,30	3,44±0,20	2,32±0,53	MG	S ₃	sm
Lt=			154,35±2,20					

s: Longitud brazo corto, **l:** longitud brazo largo, **Lc:** longitud cromosoma, **Lt:** longitud total del cariotipo, **LR:** longitud relativa, **r:** relación l/s, **Cl₁:** clasificación cromosómica según Stebbins (1971), **G:** cromosoma grande, **MG:** medianamente grande, **Cl₂:** Clasificación cromosómica según Brandham (1971a), **L:** cromosoma grande, **S:** pequeño, **Cl₃:** clasificación cromosómica según Levan *et al.* (1964), **sm:** centrómero en posición submedia, **st:** subterminal, **m:** media. Los valores indican promedio ± desviación estándar a partir de n= 3 células.

Tabla 7. Características morfométricas de los cromosomas mitóticos del híbrido experimental H₃ entre *Aloe jucunda* y *A. vera*.

Nº	s (µm)	l (µm)	Lc (µm)	LR (%)	r (l/s)	Cl ₁	Cl ₂	Cl ₃
1	4,41±0,33	10,72±1,27	15,13±1,55	10,20±0,15	2,43±0,18	G	L ₁	sm
2	3,92±0,45	11,26±1,33	15,18±1,77	10,23±0,23	2,87±0,06	G	L ₁	sm
3	3,25±0,48	11,38±0,98	14,64±1,43	9,87±0,07	3,52±0,25	G	L ₂	st
4	3,10±0,35	11,56±0,52	14,66±0,81	9,92±0,49	3,75±0,33	G	L ₂	st
5	3,04±0,32	10,73±1,54	13,77±1,85	9,27±0,39	3,52±0,18	G	L ₃	st
6	2,97±0,34	11,35±1,44	14,32±1,78	9,65±0,34	3,81±0,04	G	L ₃	st
7	2,88±0,38	10,92±0,47	13,81±0,82	9,34±0,41	3,82±0,39	G	L ₄	st
8	2,78±0,39	11,59±1,19	13,37±1,58	9,01±0,21	3,82±0,14	G	L ₄	st
9	2,20±0,15	3,94±0,47	6,15±0,53	4,16±0,29	1,79±0,21	MG	S ₁	sm
10	2,17±0,18	3,52±0,39	5,69±0,53	3,84±0,12	1,62±0,13	MG	S ₁	m
11	2,09±0,31	3,47±0,22	5,56±0,52	3,75±0,07	1,67±0,15	MG	S ₂	m
12	2,02±0,24	3,54±0,40	5,56±0,60	3,75±0,29	1,76±0,15	MG	S ₂	sm
13	1,85±0,29	3,58±0,27	5,42±0,55	3,66±0,02	1,96±0,18	MG	S ₃	sm
14	1,67±0,14	3,31±0,26	4,47±0,36	3,36±0,12	1,99±0,15	MP	S ₃	sm
Lt=			154,35±2,20					

s: Longitud brazo corto, **l**: longitud brazo largo, **Lc**: longitud cromosoma, **Lt**: longitud total del cariotipo, **LR**: longitud relativa, **r**: relación l/s, **Cl₁**: clasificación cromosómica según Stebbins (1971), **G**: cromosoma grande, **MG**: medianamente grande, **MP**: medianamente pequeño, **Cl₂**: Clasificación cromosómica según Brandham (1971a), **L**: cromosoma grande, **S**: pequeño, **Cl₃**: clasificación cromosómica según Levan *et al.* (1964), **sm**: centrómero en posición submedia, **st**: subterminal, **m**: media. Los valores indican promedio ± desviación estándar a partir de n= 3 células.

Tabla 8. Características morfométricas de los cromosomas mitóticos del híbrido experimental H₄ entre *Aloe jucunda* y *A. vera*.

Nº	s (µm)	l (µm)	Lc (µm)	LR (%)	r (l/s)	Cl ₁	Cl ₂	Cl ₃
1	4,93±0,29	11,74±0,26	16,66±1,55	10,54±0,05	2,39±0,18	G	L ₁	sm
2	4,61±0,26	11,75±0,60	16,37±1,77	10,35±0,33	2,56±0,23	G	L ₁	sm
3	3,59±0,37	12,00±1,04	15,58±1,43	9,86±0,43	3,38±0,59	G	L ₂	st
4	3,39±0,07	12,37±0,38	14,77±0,81	9,97±0,33	3,65±0,11	G	L ₂	st
5	3,29±0,07	11,52±0,84	14,81±1,85	9,37±0,43	3,51±0,33	G	L ₃	st
6	3,24±0,04	11,51±0,51	14,75±1,78	9,33±0,40	3,55±0,13	G	L ₃	st
7	3,12±0,16	10,78±0,90	13,90±0,82	9,43±0,49	3,79±0,44	G	L ₄	st
8	2,87±0,26	11,51±0,25	13,39±1,58	9,10±0,17	4,04±0,45	G	L ₄	st
9	2,41±0,14	3,64±0,16	6,05±0,53	3,83±0,19	1,52±0,07	MG	S ₁	m
10	2,17±0,11	3,90±0,30	6,07±0,53	3,84±0,23	1,80±0,06	MG	S ₁	sm
11	2,11±0,11	3,88±0,37	5,99±0,52	3,79±0,27	1,83±0,09	MG	S ₂	sm
12	2,04±0,10	3,57±0,14	5,61±0,60	3,55±0,05	1,75±0,14	MG	S ₂	sm
13	1,93±0,06	3,90±0,32	5,83±0,55	3,69±0,26	2,02±0,11	MG	S ₃	sm
14	1,75±0,21	3,57±0,29	4,31±0,36	3,36±0,09	2,08±0,43	MP	S ₃	sm
Lt=			158,08±1,15					

s: Longitud brazo corto, **l**: longitud brazo largo, **Lc**: longitud cromosoma, **Lt**: longitud total del cariotipo, **LR**: longitud relativa, **r**: relación l/s, **Cl₁**: clasificación cromosómica según Stebbins (1971), **G**: cromosoma grande, **MG**: medianamente grande, **MP**: medianamente pequeño, **Cl₂**: Clasificación cromosómica según Brandham (1971a), **L**: cromosoma grande, **S**: pequeño, **Cl₃**: clasificación cromosómica según Levan *et al.* (1964), **sm**: centrómero en posición submedia, **st**: subterminal, **m**: media. Los valores indican promedio ± desviación estándar a partir de n= 3 células.

Tabla 9. Características morfométricas de los cromosomas mitóticos del híbrido experimental H₅ entre *Aloe jucunda* y *A. vera*.

Nº	s (µm)	l (µm)	Lc (µm)	LR (%)	r (l/s)	Cl ₁	Cl ₂	Cl ₃
1	4,58±0,59	12,01±1,45	16,58±2,02	10,40±0,50	2,63±0,09	G	L ₁	sm
2	4,31±0,50	11,45±0,71	15,76±1,20	9,91±0,14	2,67±0,17	G	L ₁	sm
3	3,60±0,34	12,23±0,43	15,83±0,70	9,97±0,37	3,41±0,25	G	L ₂	st
4	3,40±0,22	12,70±1,37	16,10±1,59	10,11±0,29	3,73±0,18	G	L ₂	st
5	3,30±0,19	12,15±0,29	15,45±0,46	9,74±0,50	3,68±0,14	G	L ₃	st
6	3,07±0,19	11,44±1,59	14,51±1,78	9,10±0,44	3,71±0,32	G	L ₃	st
7	3,00±0,19	11,83±0,66	14,84±0,84	9,34±0,27	3,94±0,03	G	L ₄	st
8	2,92±0,20	11,19±0,66	14,11±0,85	8,89±0,55	3,83±0,09	G	L ₄	st
9	2,46±0,17	3,91±0,38	6,37±0,48	4,00±0,06	1,59±0,15	MG	S ₁	m
10	2,30±0,06	3,82±0,35	6,11±0,39	3,85±0,09	1,66±0,13	MG	S ₁	m
11	2,20±0,15	3,52±0,51	5,72±0,66	3,59±0,19	1,60±0,13	MG	S ₂	m
12	2,12±0,28	3,64±0,37	5,76±0,65	3,62±0,06	1,73±0,06	MG	S ₂	sm
13	2,04±0,29	4,35±0,25	6,39±0,53	4,01±0,03	2,16±0,21	MG	S ₃	sm
14	1,76±0,26	3,75±0,49	5,52±0,75	3,46±0,23	2,13±0,04	MG	S ₃	sm
Lt=			159,04±12,31					

s: Longitud brazo corto, **l**: longitud brazo largo, **Lc**: longitud cromosoma, **Lt**: longitud total del cariotipo, **LR**: longitud relativa, **r**: relación l/s, **Cl₁**: clasificación cromosómica según Stebbins (1971), **G**: cromosoma grande, **MG**: medianamente grande, **Cl₂**: Clasificación cromosómica según Brandham (1971a), **L**: cromosoma grande, **S**: pequeño, **Cl₃**: clasificación cromosómica según Levan *et al.* (1964), **sm**: centrómero en posición submedia, **st**: subterminal, **m**: media. Los valores indican promedio ± desviación estándar a partir de n= 3 células.

Tabla 10. Características morfométricas de los cromosomas mitóticos del híbrido experimental H₆ entre *Aloe jucunda* y *A. vera*.

Nº	s (µm)	l (µm)	Lc (µm)	LR (%)	r (l/s)	Cl ₁	Cl ₂	Cl ₃
1	4,40±0,06	10,61±0,22	15,01±0,24	10,16±0,24	2,41±0,06	G	L ₁	sm
2	4,02±0,33	10,98±0,19	15,00±0,39	10,15±0,35	2,74±0,23	G	L ₁	sm
3	3,46±0,12	11,75±0,42	15,21±0,54	10,29±0,07	3,40±0,03	G	L ₂	st
4	3,18±0,17	11,01±0,17	14,18±0,06	9,60±0,25	3,47±0,23	G	L ₂	st
5	3,14±0,13	11,20±0,61	14,34±0,69	9,70±0,18	3,57±0,18	G	L ₃	st
6	2,93±0,26	11,37±0,02	14,30±0,27	9,68±0,12	3,90±0,34	G	L ₃	st
7	2,84±0,34	10,74±0,27	13,58±0,19	9,19±0,24	3,82±0,53	G	L ₄	st
8	2,65±0,25	10,65±0,70	13,30±0,93	8,99±0,38	4,03±0,17	G	L ₄	st
9	2,12±0,10	3,89±0,28	6,01±0,28	4,06±0,09	1,84±0,17	MG	S ₁	sm
10	2,03±0,15	3,32±0,41	5,35±0,56	3,61±0,28	1,63±0,08	MG	S ₁	m
11	1,94±0,14	3,83±0,26	5,78±0,21	3,91±0,24	1,98±0,24	MG	S ₂	sm
12	1,81±0,21	3,66±0,48	5,47±0,69	3,70±0,36	2,02±0,05	MG	S ₂	sm
13	1,71±0,13	3,53±0,09	5,24±0,05	3,55±0,08	2,07±0,21	MG	S ₃	sm
14	1,69±0,11	3,32±0,29	5,01±0,37	3,39±0,19	1,96±0,13	MG	S ₃	sm
Lt=			147,78±4,44					

s: Longitud brazo corto, **l**: longitud brazo largo, **Lc**: longitud cromosoma, **Lt**: longitud total del cariotipo, **LR**: longitud relativa, **r**: relación l/s, **Cl₁**: clasificación cromosómica según Stebbins (1971), **G**: cromosoma grande, **MG**: medianamente grande, **MP**: medianamente pequeño, **Cl₂**: Clasificación cromosómica según Brandham (1971a), **L**: cromosoma grande, **S**: pequeño, **Cl₃**: clasificación cromosómica según Levan *et al.* (1964), **sm**: centrómero en posición submedia, **st**: subterminal, **m**: media. Los valores indican promedio ± desviación estándar a partir de n= 3 células.

Tabla 11. Características morfométricas de los cromosomas mitóticos del híbrido experimental H₇ entre *Aloe jucunda* y *A. vera*.

Nº	s (µm)	l (µm)	Lc (µm)	LR (%)	r (l/s)	Cl ₁	Cl ₂	Cl ₃
1	4,67±0,68	11,90±2,77	16,57±3,44	10,49±0,41	2,53±0,26	G	L ₁	sm
2	4,44±0,84	12,47±2,97	16,91±3,71	10,69±0,73	2,80±0,37	G	L ₁	sm
3	3,45±0,55	11,97±2,27	15,42±2,80	9,79±0,08	3,46±0,20	G	L ₂	st
4	3,28±0,42	12,45±2,51	15,73±2,92	9,98±0,27	3,77±0,32	G	L ₂	st
5	3,23±0,40	11,79±2,19	15,03±2,58	9,55±0,04	3,63±0,27	G	L ₃	st
6	3,01±0,30	11,83±2,82	14,84±3,11	9,39±0,35	3,89±0,58	G	L ₃	st
7	2,96±0,27	11,99±1,86	14,96±2,12	9,55±0,49	4,03±0,27	G	L ₄	st
8	2,69±0,24	11,01±2,28	13,70±2,47	8,71±0,26	4,08±0,63	G	L ₄	st
9	2,34±0,21	3,87±0,71	6,21±0,78	3,98±0,37	1,66±0,30	MG	S ₁	m
10	2,12±0,13	3,63±0,51	5,75±0,57	3,69±0,33	1,72±0,24	MG	S ₁	sm
11	2,04±0,14	3,90±1,11	5,94±1,21	3,76±0,12	1,91±0,47	MG	S ₂	sm
12	1,93±0,20	3,77±0,50	5,70±0,70	3,65±0,22	1,94±0,08	MG	S ₂	sm
13	1,84±0,16	3,39±0,71	5,23±0,86	3,33±0,07	1,83±0,23	MG	S ₃	sm
14	1,53±0,13	3,83±0,56	5,36±0,65	3,43±0,24	2,50±0,27	MG	S ₃	sm
Lt=			157,34±27,60					

s: Longitud brazo corto, **l**: longitud brazo largo, **Lc**: longitud cromosoma, **Lt**: longitud total del cariotipo, **LR**: longitud relativa, **r**: relación l/s, **Cl₁**: clasificación cromosómica según Stebbins (1971), **G**: cromosoma grande, **MG**: medianamente grande, **Cl₂**: Clasificación cromosómica según Brandham (1971a), **L**: cromosoma grande, **S**: pequeño, **Cl₃**: clasificación cromosómica según Levan *et al.* (1964), **sm**: centrómero en posición submedia, **st**: subterminal, **m**: media. Los valores indican promedio ± desviación estándar a partir de n= 3 células.

Tabla 12. Características morfométricas de los cromosomas mitóticos del híbrido experimental H₈ entre *Aloe jucunda* y *A. vera*.

Nº	s (µm)	l (µm)	Lc (µm)	LR (%)	r (l/s)	Cl ₁	Cl ₂	Cl ₃
1	4,56±0,48	10,95±0,89	15,51±1,22	10,18±0,30	2,41±0,21	G	L ₁	sm
2	4,04±0,57	11,08±1,54	15,12±1,89	9,90±0,24	2,76±0,36	G	L ₁	sm
3	3,51±0,34	11,74±1,79	15,24±2,05	9,97±0,36	3,35±0,36	G	L ₂	st
4	3,31±0,33	11,69±1,58	15,00±1,87	9,82±0,23	3,52±0,27	G	L ₂	st
5	3,18±0,19	11,53±1,19	14,71±1,37	9,65±0,38	3,62±0,18	G	L ₃	st
6	3,08±0,17	11,97±1,94	15,05±2,08	9,84±0,41	3,87±0,48	G	L ₃	st
7	2,99±0,09	11,02±1,28	14,01±1,35	9,19±0,34	3,68±0,36	G	L ₄	st
8	2,83±0,14	11,19±1,38	14,02±1,50	9,20±0,43	3,95±0,32	G	L ₄	st
9	2,22±0,16	3,85±0,42	6,07±0,42	3,99±0,31	1,74±0,25	MG	S ₁	sm
10	2,09±0,16	3,87±0,68	5,96±0,84	3,89±0,15	1,84±0,19	MG	S ₁	sm
11	1,98±0,19	3,68±1,43	5,67±1,60	3,71±0,05	1,85±0,09	MG	S ₂	sm
12	1,92±0,20	3,59±0,30	5,52±0,49	3,62±0,09	1,87±0,09	MG	S ₂	sm
13	1,87±0,17	3,59±0,18	5,46±0,28	3,59±0,19	1,93±0,17	MG	S ₃	sm
14	1,73±0,26	3,51±0,14	5,24±0,37	3,44±0,13	2,05±0,28	MG	S ₃	sm
Lt=			152,58±15,70					

s: Longitud brazo corto, **l:** longitud brazo largo, **Lc:** longitud cromosoma, **Lt:** longitud total del cariotipo, **LR:** longitud relativa, **r:** relación l/s, **Cl₁:** clasificación cromosómica según Stebbins (1971), **G:** cromosoma grande, **MG:** medianamente grande, **Cl₂:** Clasificación cromosómica según Brandham (1971a), **L:** cromosoma grande, **S:** pequeño, **Cl₃:** clasificación cromosómica según Levan *et al.* (1964), **sm:** centrómero en posición submedia, **st:** subterminal, **m:** media. Los valores indican promedio ± desviación estándar a partir de n= 3 células.

Tabla 13. Características morfométricas de los cromosomas mitóticos del híbrido experimental H₉ entre *Aloe jucunda* y *A. vera*.

Nº	s (µm)	l (µm)	Lc (µm)	LR (%)	r (l/s)	Cl ₁	Cl ₂	Cl ₃
1	4,32±0,31	11,09±0,73	15,41±1,04	10,17±0,27	2,57±0,03	G	L ₁	sm
2	4,09±0,32	11,56±0,78	15,65±1,10	10,33±0,08	2,82±0,03	G	L ₁	sm
3	3,38±0,17	12,26±0,53	15,24±0,68	10,34±0,42	3,63±0,08	G	L ₂	st
4	3,14±0,32	12,10±1,52	15,23±1,83	10,03±0,41	3,85±0,12	G	L ₂	st
5	3,07±0,34	11,61±2,00	14,67±2,31	9,64±0,78	3,77±0,33	G	L ₃	st
6	2,98±0,28	11,28±1,08	14,35±1,36	9,40±0,34	3,78±0,01	G	L ₃	st
7	2,74±0,17	11,23±1,28	13,98±1,27	9,21±0,18	4,11±0,55	G	L ₄	st
8	2,64±0,10	11,27±0,90	13,90±0,99	9,19±0,60	4,27±0,23	G	L ₄	st
9	2,13±0,09	3,79±0,35	5,92±0,31	3,91±0,24	1,79±0,22	MG	S ₁	sm
10	1,97±0,05	3,71±0,21	5,68±0,25	3,76±0,18	1,88±0,08	MG	S ₁	sm
11	1,95±0,08	3,66±0,55	5,61±0,61	3,69±0,11	1,88±0,22	MG	S ₂	sm
12	1,86±0,07	3,46±0,41	5,33±0,46	3,51±0,12	1,86±0,19	MG	S ₂	sm
13	1,77±0,07	3,38±0,33	5,16±0,40	3,40±0,20	1,91±0,11	MG	S ₃	sm
14	1,70±0,02	3,47±0,19	5,17±0,17	3,42±0,15	2,05±0,13	MG	S ₃	sm
Lt=			152,58±15,70					

s: Longitud brazo corto, **l**: longitud brazo largo, **Lc**: longitud cromosoma, **Lt**: longitud total del cariotipo, **LR**: longitud relativa, **r**: relación l/s, **Cl₁**: clasificación cromosómica según Stebbins (1971), **G**: cromosoma grande, **MG**: medianamente grande, **Cl₂**: Clasificación cromosómica según Brandham (1971a), **L**: cromosoma grande, **S**: pequeño, **Cl₃**: clasificación cromosómica según Levan *et al.* (1964), **sm**: centrómero en posición submedia, **st**: subterminal, **m**: media. Los valores indican promedio ± desviación estándar a partir de n= 3 células.

Tabla 14. Características morfométricas de los cromosomas mitóticos del híbrido experimental H₁₀ entre *Aloe jucunda* y *A. vera*.

Nº	s (µm)	l (µm)	Lc (µm)	LR (%)	r (l/s)	Cl ₁	Cl ₂	Cl ₃
1	4,25±0,19	11,13±0,57	15,38±0,71	10,60±0,80	2,62±0,11	G	L ₁	sm
2	4,14±0,20	11,20±0,18	15,35±0,20	10,57±0,41	2,71±0,15	G	L ₁	sm
3	3,31±0,21	11,42±0,47	14,72±0,49	10,15±0,67	3,46±0,27	G	L ₂	st
4	3,16±0,20	11,39±0,18	14,55±0,10	10,02±0,35	3,62±0,27	G	L ₂	st
5	3,08±0,21	11,05±0,86	14,13±0,65	9,72±0,16	3,61±0,50	G	L ₃	st
6	3,00±0,21	11,42±0,32	14,42±0,13	9,93±0,30	3,82±0,37	G	L ₃	st
7	2,77±0,03	10,73±0,51	13,51±0,50	9,29±0,09	3,87±0,20	G	L ₄	st
8	2,64±0,09	11,00±0,69	13,65±0,78	9,41±0,84	4,16±0,11	G	L ₄	st
9	2,23±0,19	3,82±0,18	6,05±0,21	4,17±0,25	1,72±0,19	MG	S ₁	sm
10	2,05±0,08	3,26±0,17	5,31±0,18	3,66±0,17	1,59±0,11	MG	S ₁	m
11	2,02±0,07	3,92±0,46	5,94±0,46	4,09±0,37	1,95±0,25	MG	S ₂	sm
12	1,91±0,13	3,59±0,18	5,51±0,19	3,79±0,25	1,89±0,18	MG	S ₂	sm
13	1,80±0,16	3,50±0,41	5,31±0,37	3,66±0,29	1,96±0,34	MG	S ₃	sm
14	1,70±0,23	3,54±0,37	5,24±0,59	3,61±0,53	2,09±0,09	MG	S ₃	sm
Lt=			149,06±2,07					

s: Longitud brazo corto, **l**: longitud brazo largo, **Lc**: longitud cromosoma, **Lt**: longitud total del cariotipo, **LR**: longitud relativa, **r**: relación l/s, **Cl₁**: clasificación cromosómica según Stebbins (1971), **G**: cromosoma grande, **MG**: medianamente grande, **Cl₂**: Clasificación cromosómica según Brandham (1971a), **L**: cromosoma grande, **S**: pequeño, **Cl₃**: clasificación cromosómica según Levan *et al.* (1964), **sm**: centrómero en posición submedia, **st**: subterminal, **m**: media. Los valores indican promedio ± desviación estándar a partir de n= 3 células.

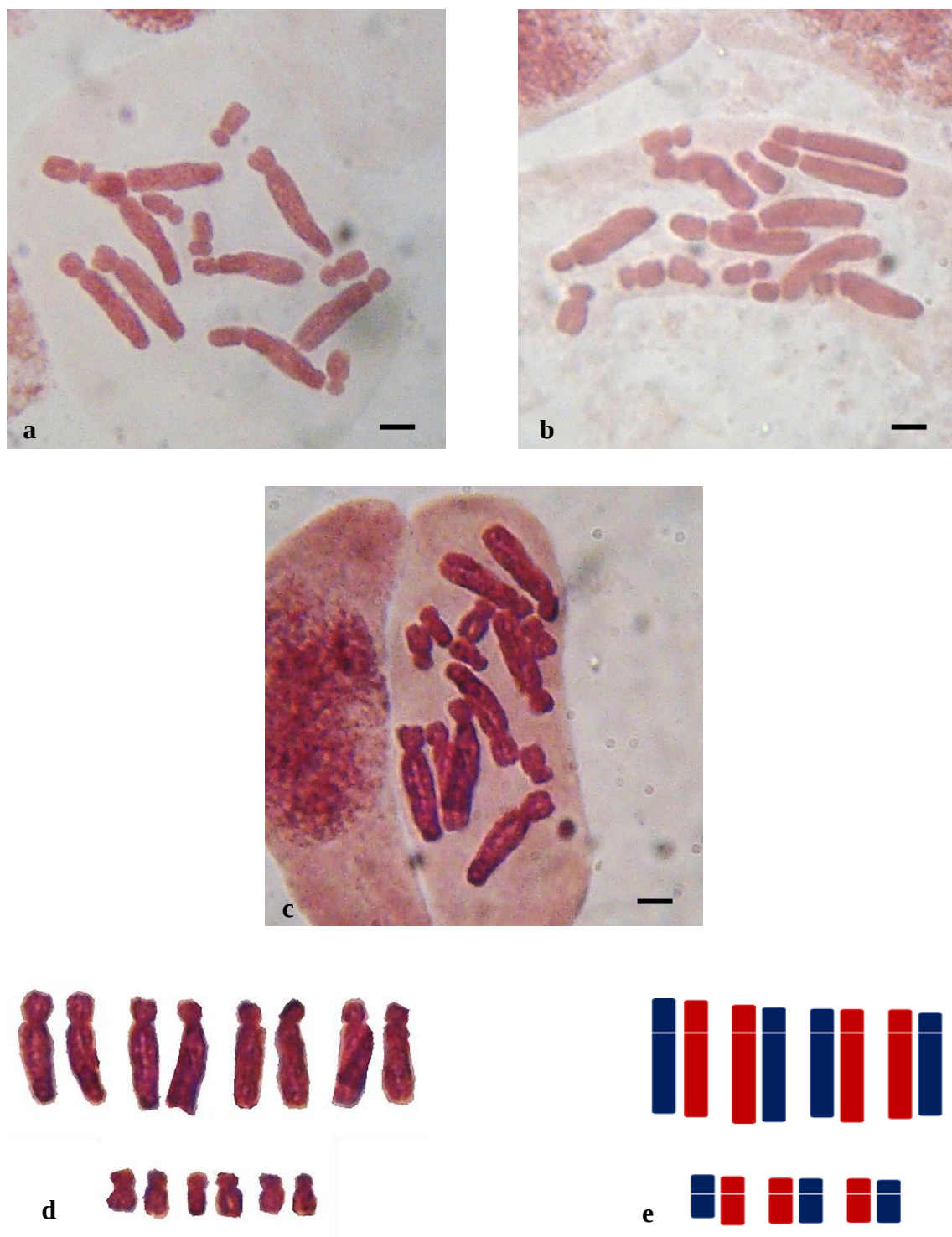


Figura 11. Cromosomas mitóticos observados en meristemas radicales del híbrido experimental H_1 entre *Aloe jucunda* y *A. vera*. a-c) Cariotipos $2n=2x=14$ en $n = 3$ células; d) Cariograma del cariotipo c; e) Idiograma del cariotipo c. Barra = 5 μm .

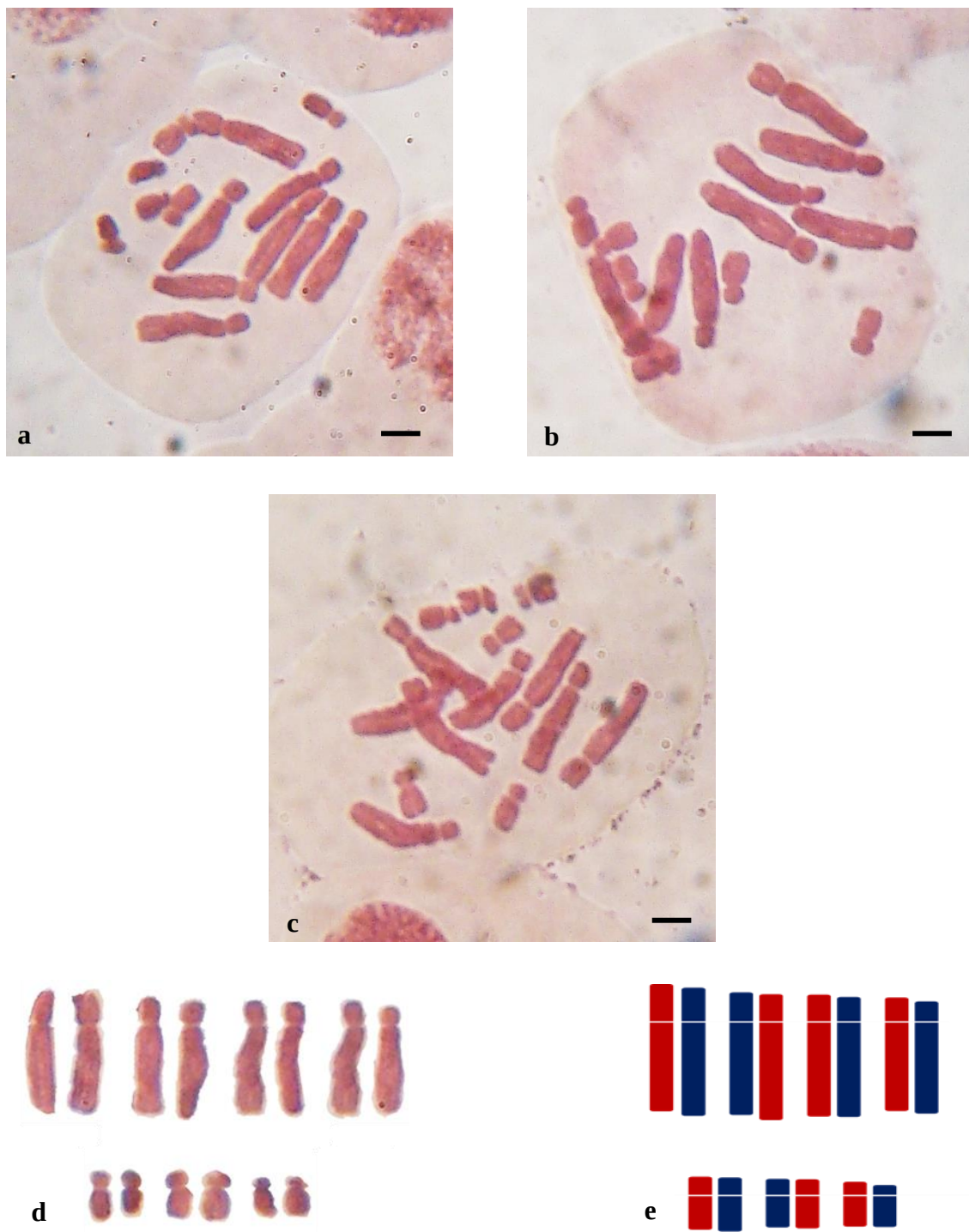


Figura 12. Cromosomas mitóticos observados en meristemas radicales del híbrido experimental H_2 entre *Aloe jucunda* y *A. vera*. a-c) Cariotipos $2n=2x=14$ en $n = 3$ células; d) Cariograma del cariotipo a; e) Idiograma del cariotipo a. Barra = 5 μm .

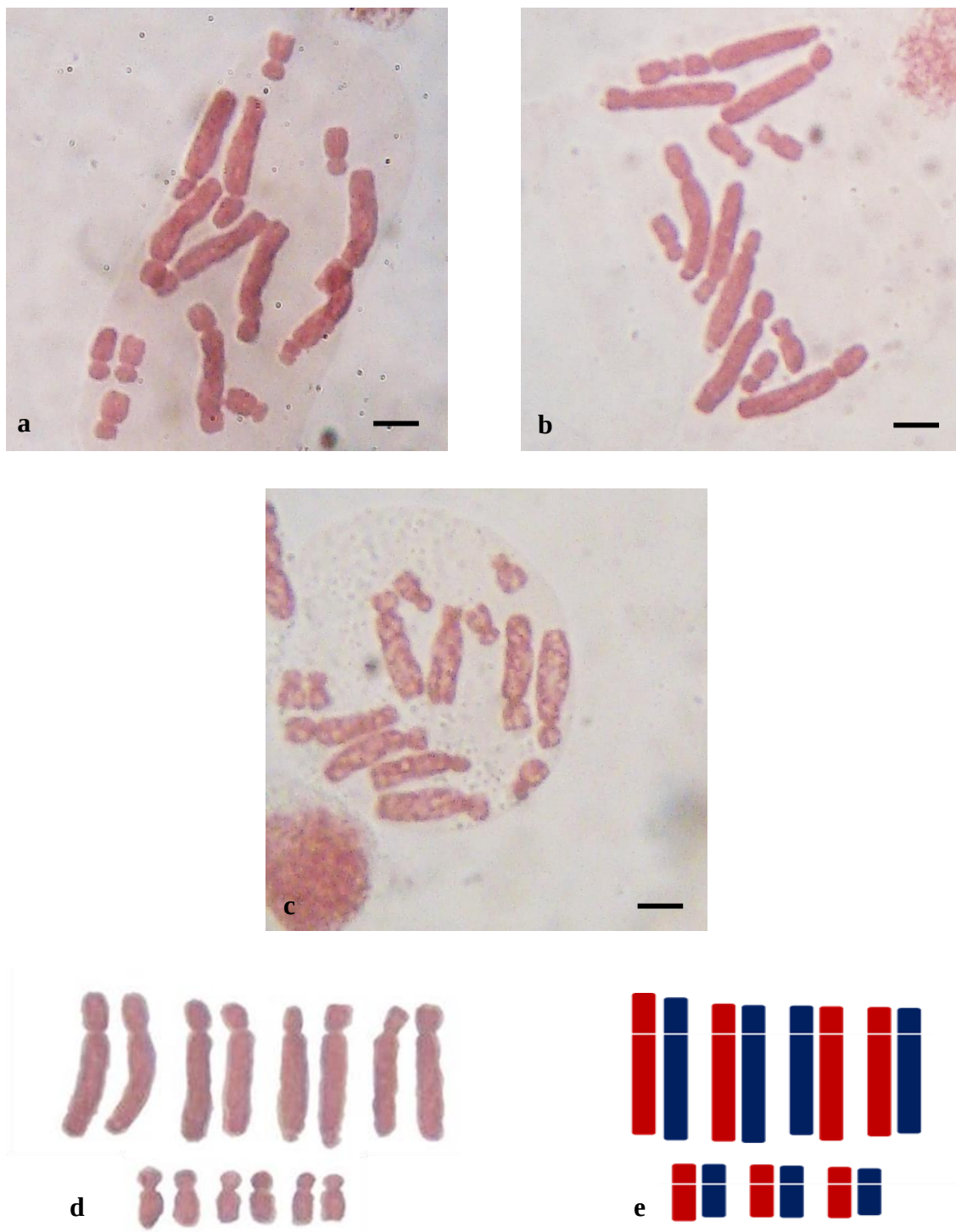


Figura 13. Cromosomas mitóticos observados en meristemas radicales del híbrido experimental H₃ entre *Aloe jucunda* y *A. vera*. a-c) Cariotipos $2n=2x=14$ en $n = 3$ células; d) Cariograma del cariotipo b; e) Idiograma del cariotipo b. Barra = 5 μ m.

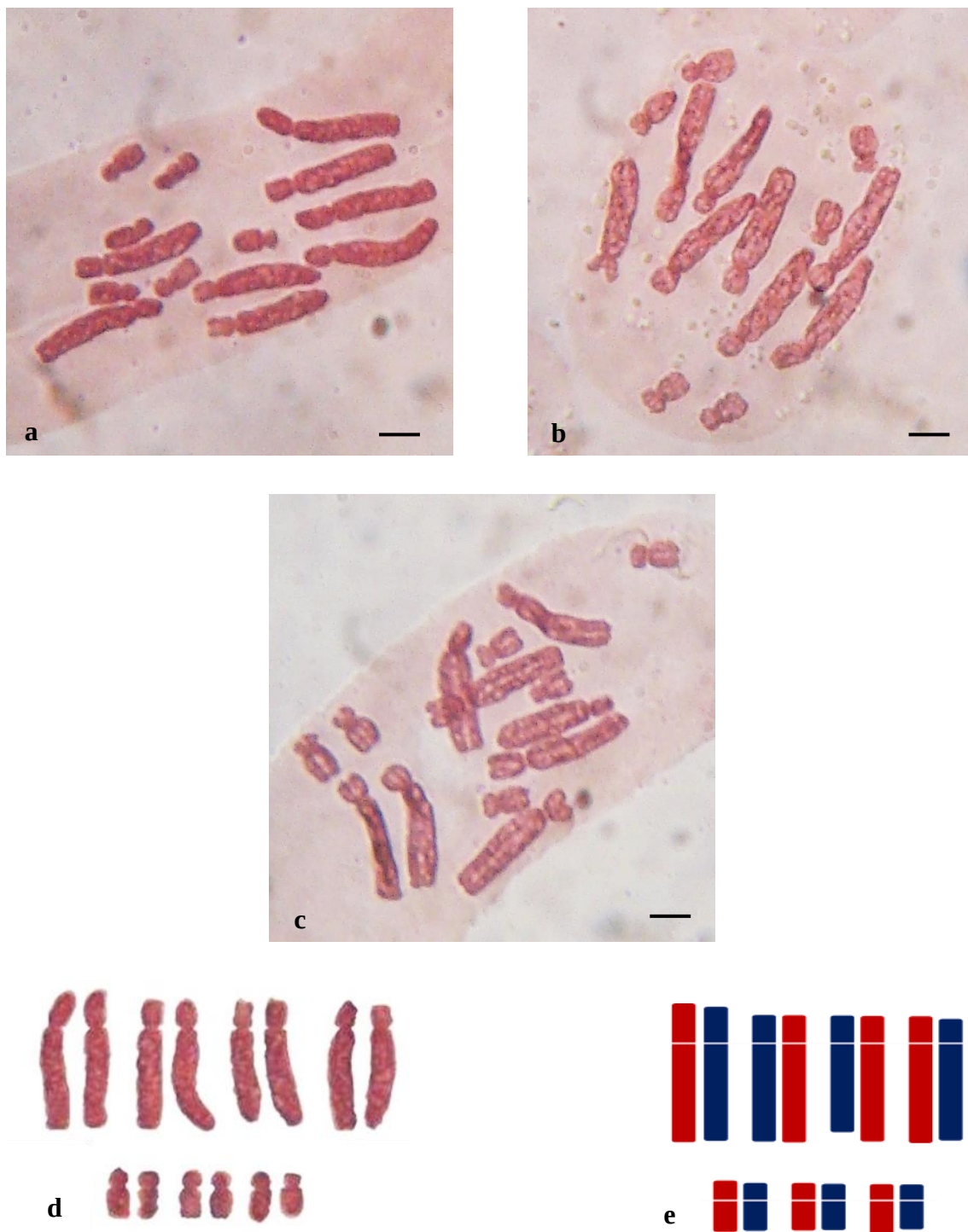


Figura 14. Cromosomas mitóticos observados en meristemas radicales del híbrido experimental H₄ entre *Aloe jucunda* y *A. vera*. a-c) Cariotipos $2n=2x=14$ en $n = 3$ células; d) Cariograma del cariotipo a; e) Idiograma del cariotipo a. Barra = 5 μm .

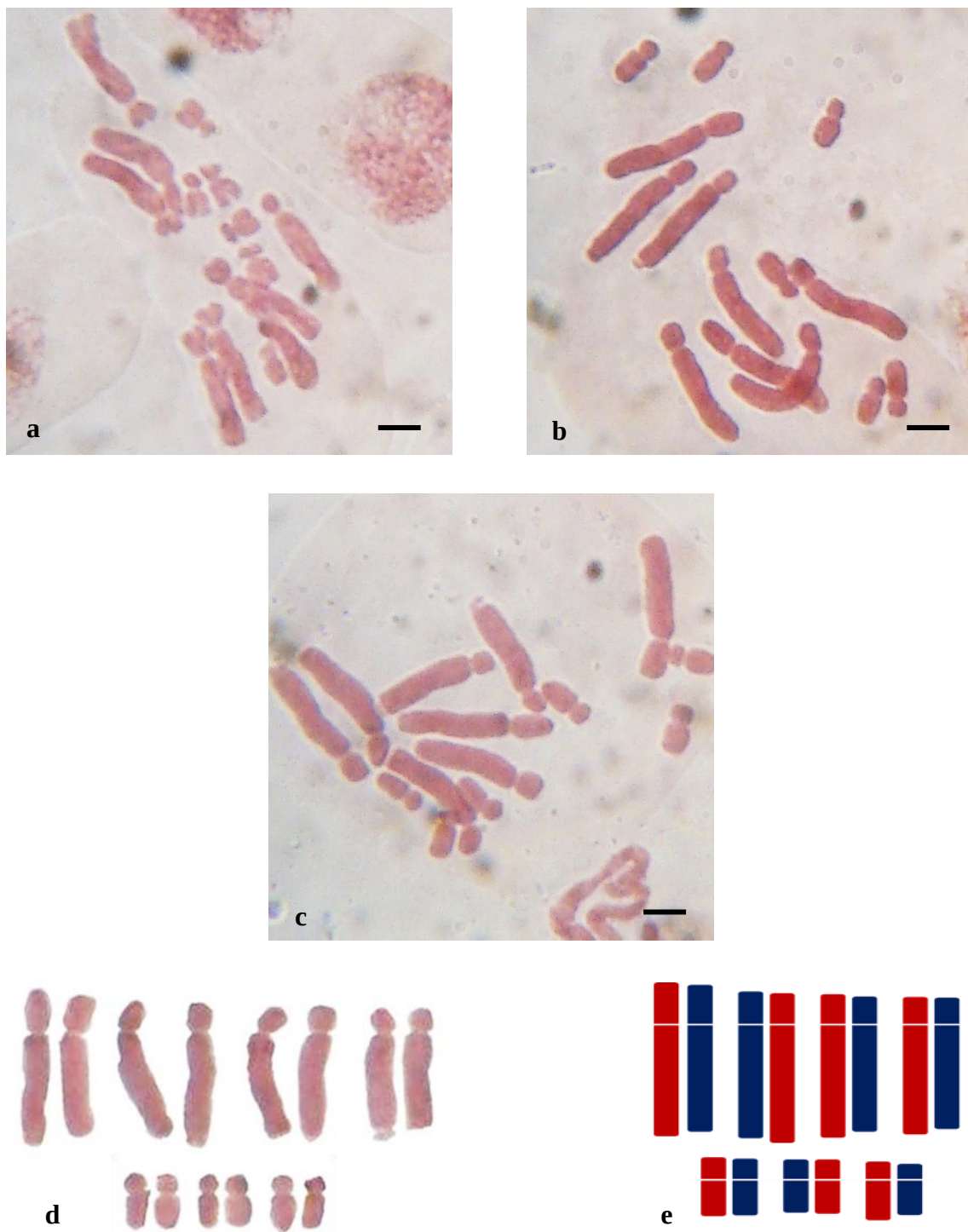


Figura 15. Cromosomas mitóticos observados en meristemas radicales del híbrido experimental H₅ entre *Aloe jucunda* y *A. vera*. a-c) Cariotipos $2n=2x=14$ en $n = 3$ células; d) Cariograma del cariotipo c; e) Idiograma del cariotipo c. Barra = 5 μm .

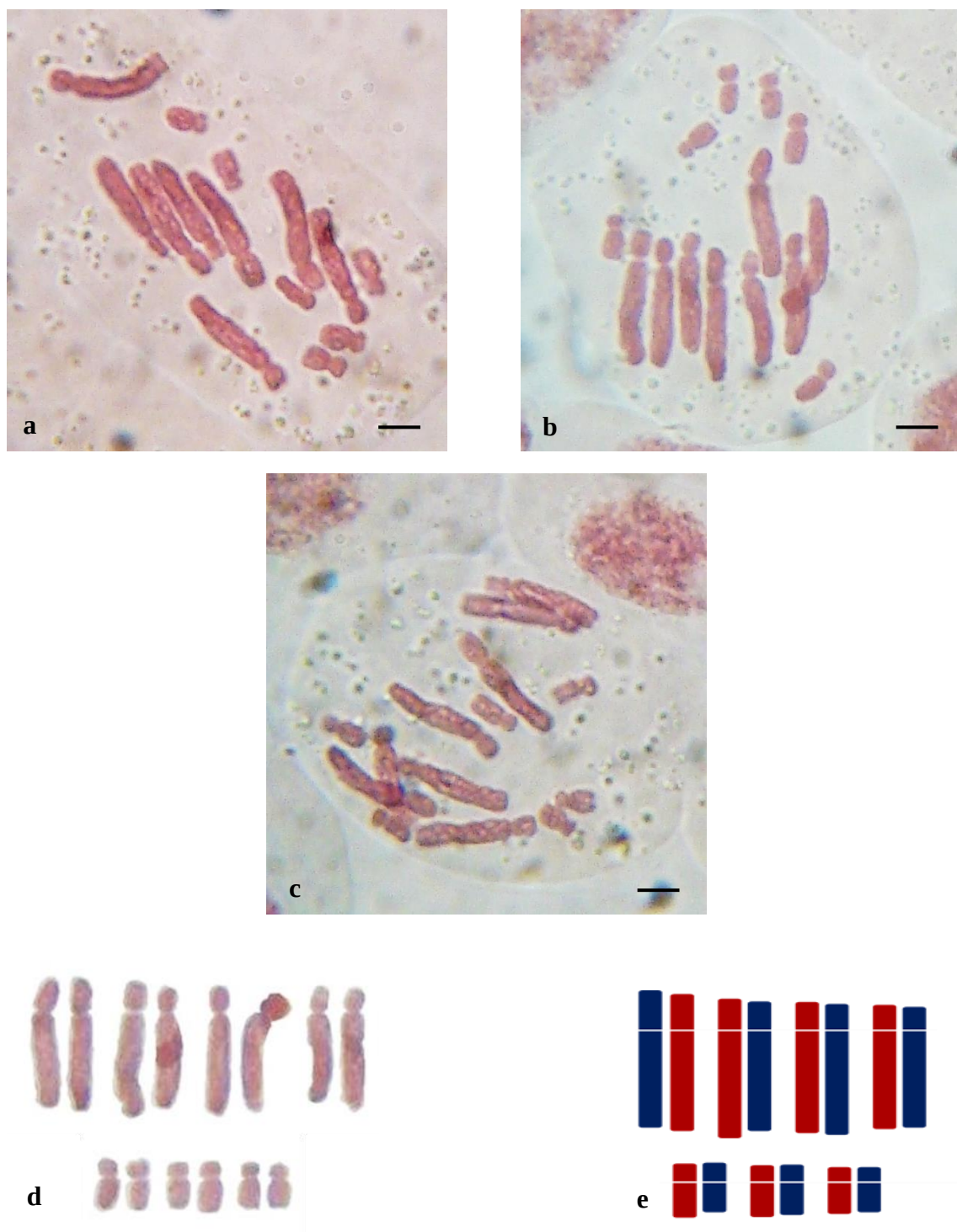


Figura 16. Cromosomas mitóticos observados en meristemas radicales del híbrido experimental H₆ entre *Aloe jucunda* y *A. vera*. a-c) Cariotipos $2n=2x=14$ en $n = 3$ células; d) Cariograma del cariotipo b; e) Idiograma del cariotipo b. Barra = 5 μ m.

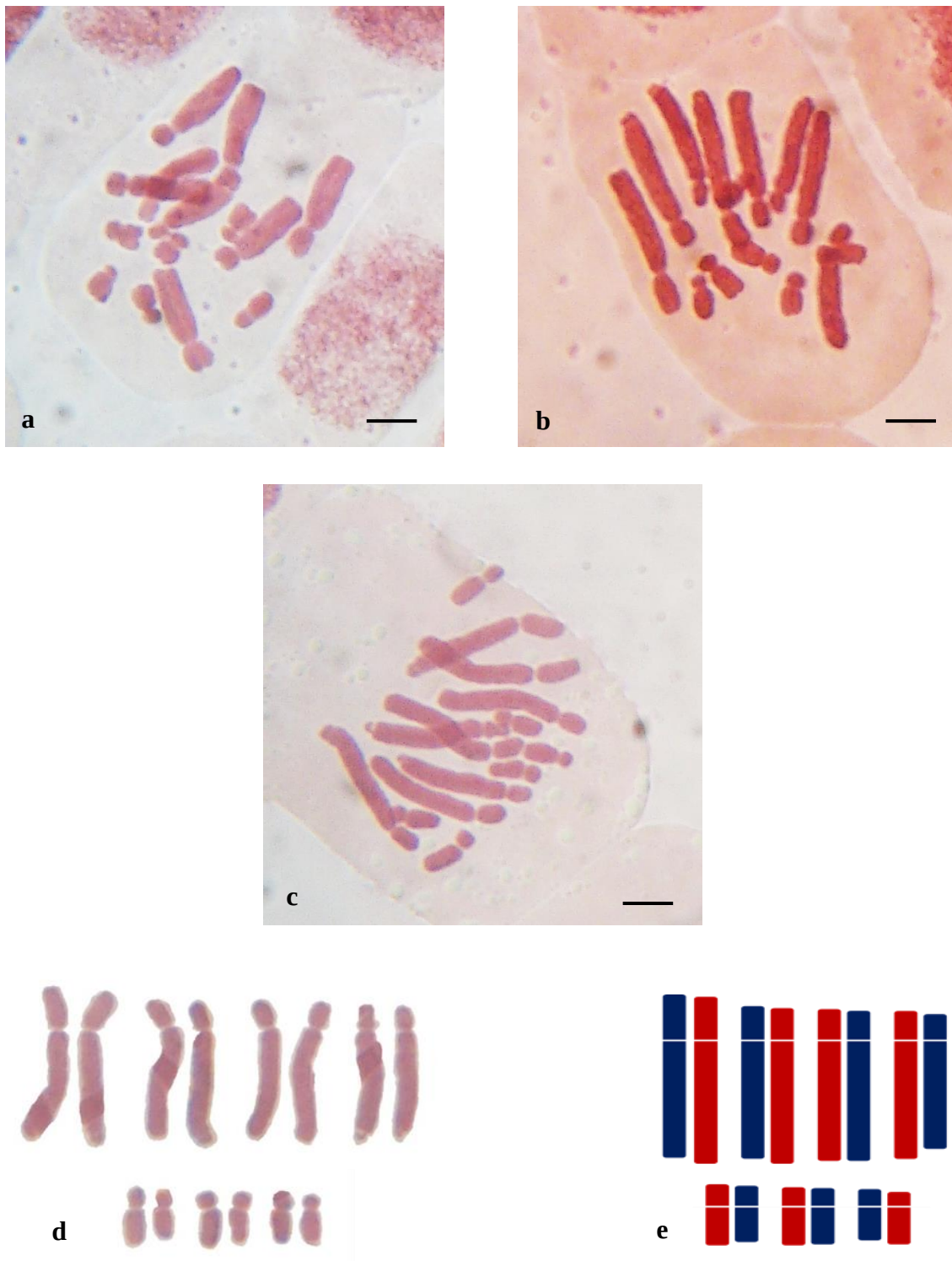


Figura 17. Cromosomas mitóticos observados en meristemas radicales del híbrido experimental H₇ entre *Aloe jucunda* y *A. vera*. a-c) Cariotipos $2n=2x=14$ en $n = 3$ células; d) Cariograma del cariotipo c; e) Idiograma del cariotipo c. Barra = 5 μm .

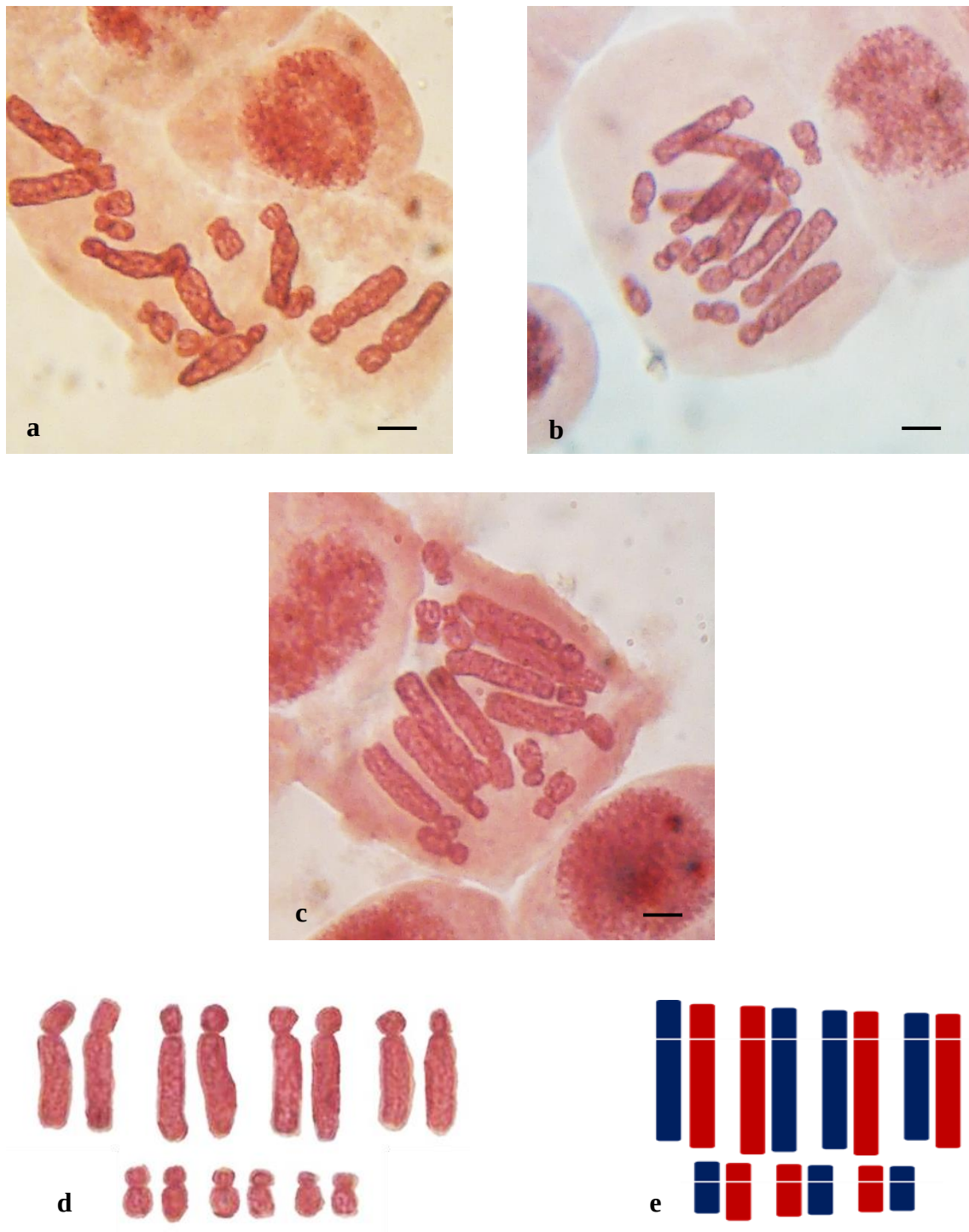


Figura 18. Cromosomas mitóticos observados en meristemas radicales del híbrido experimental H₈ entre *Aloe jucunda* y *A. vera*. a-c) Cariotipos $2n=2x=14$ en $n = 3$ células; d) Cariograma del cariotipo c; e) Idiograma del cariotipo c. Barra = 5 μm .

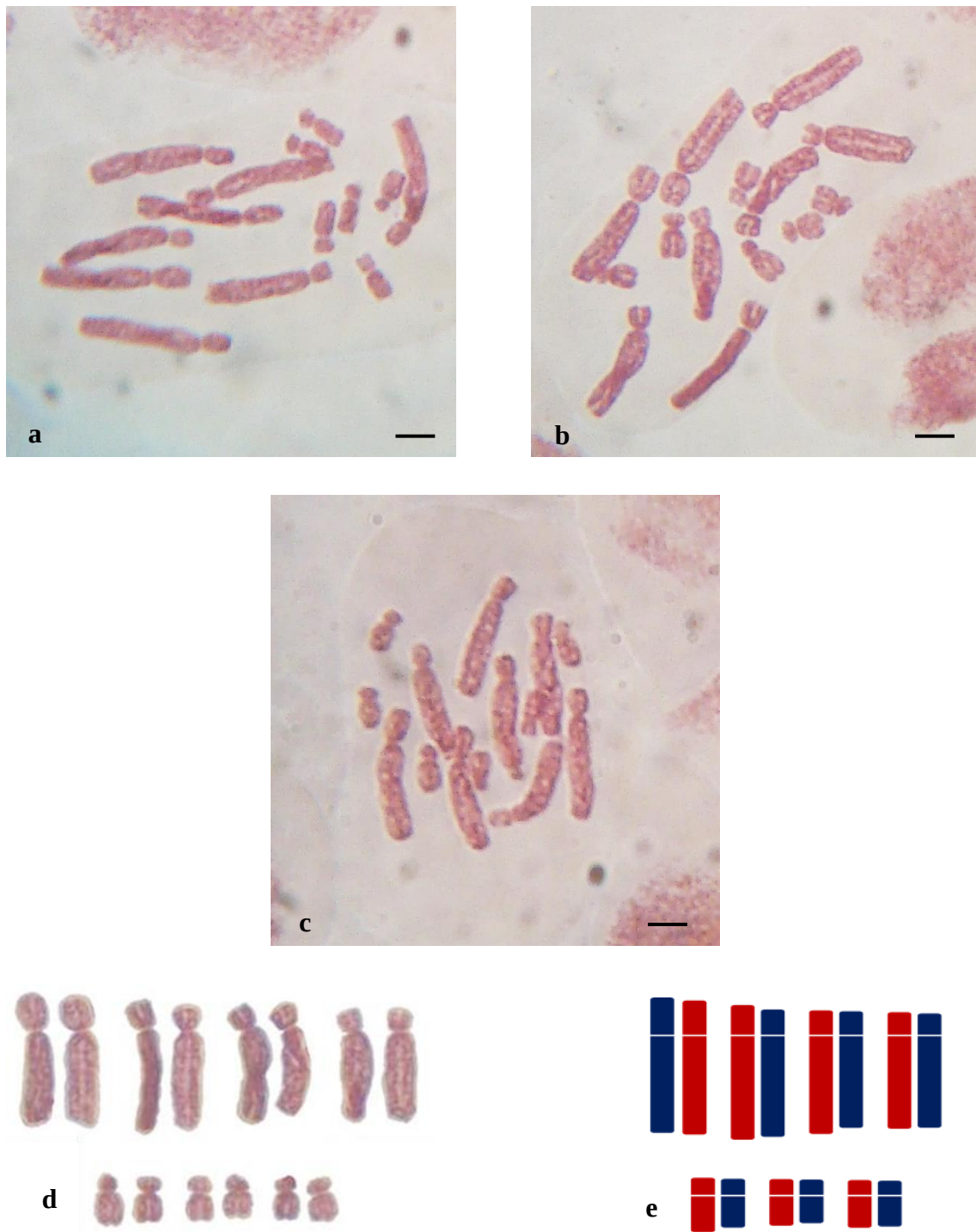


Figura 19. Cromosomas mitóticos observados en meristemas radicales del híbrido experimental H₉ entre *Aloe jucunda* y *A. vera*. a-c) Cariotipos $2n=2x=14$ en $n = 3$ células; d) Cariograma del cariotipo b; e) Idiograma del cariotipo b. Barra = 5 μm .

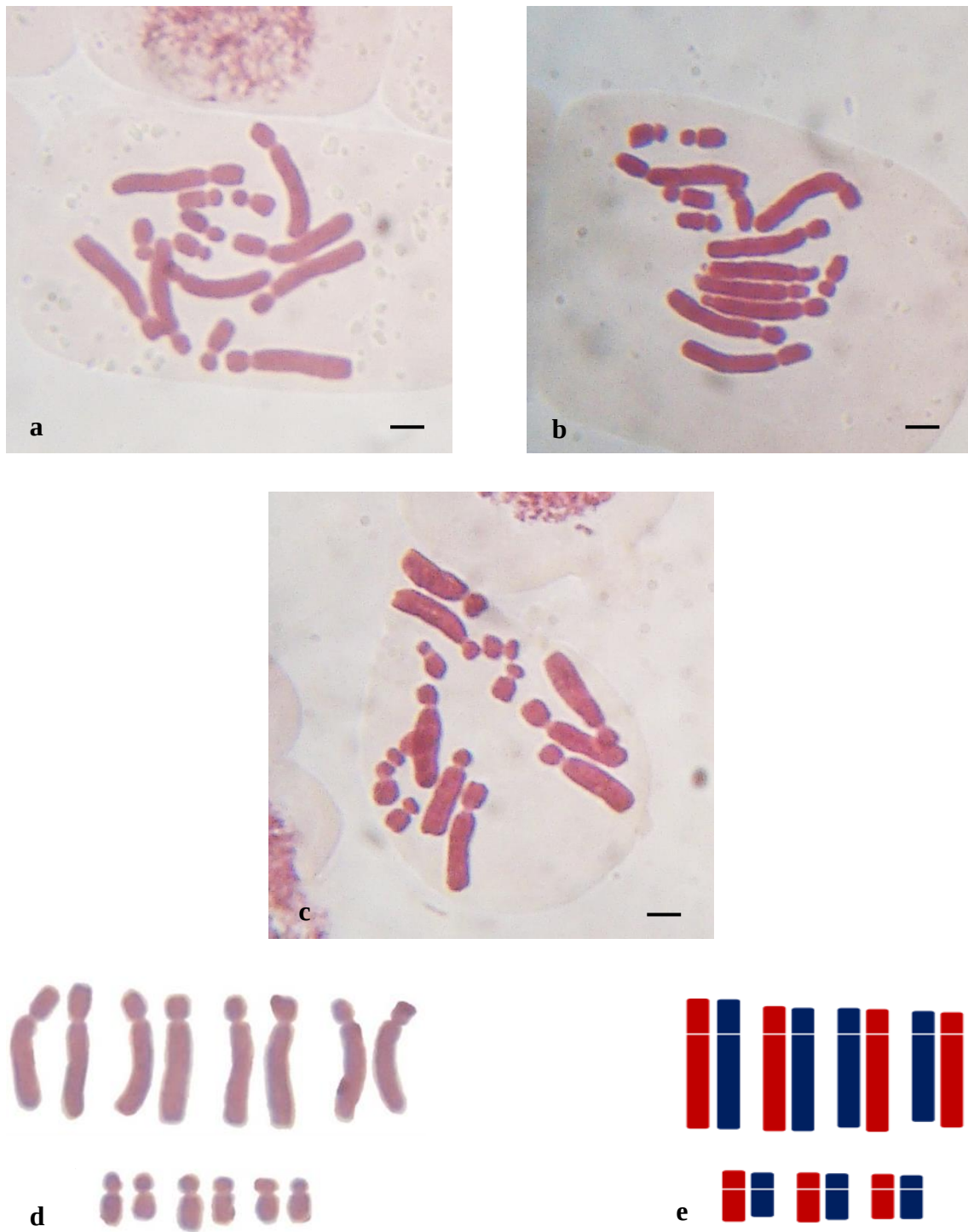


Figura 20. Cromosomas mitóticos observados en meristemas radicales del híbrido experimental H_{10} entre *Aloe jucunda* y *A. vera*. a-c) Cariotipos $2n=2x=14$ en $n = 3$ células; d) Cariograma del cariotipo a; e) Idiograma del cariotipo a. Barra = 5 μm .

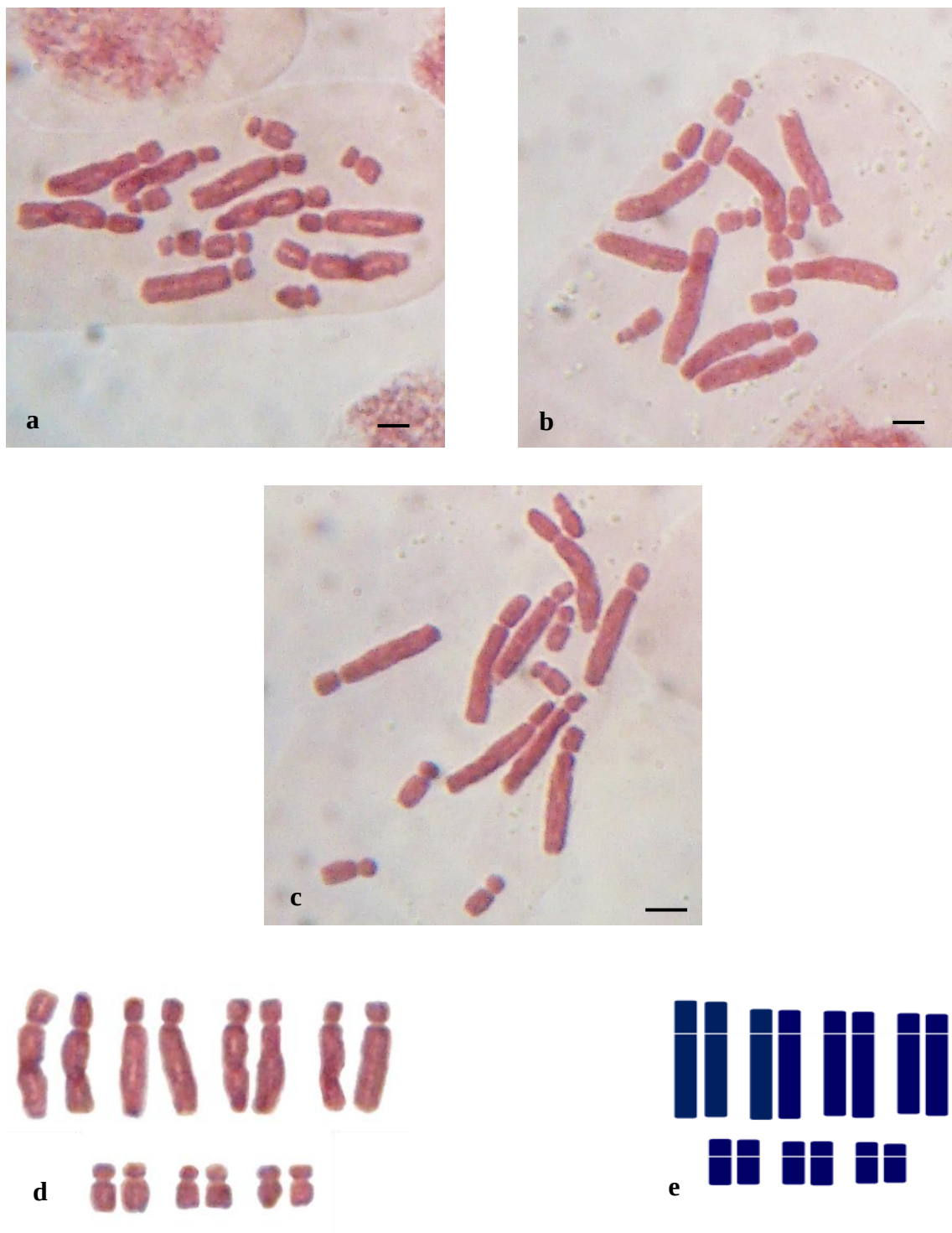


Figura 21. Cromosomas mitóticos observados en meristemas radicales del parental femenino *Aloe vera*. a-c) Cariotipos $2n=2x=14$ en $n = 3$ células; d) Cariograma del cariotipo a; e) Idiograma del cariotipo a. Barra = 5 μm .

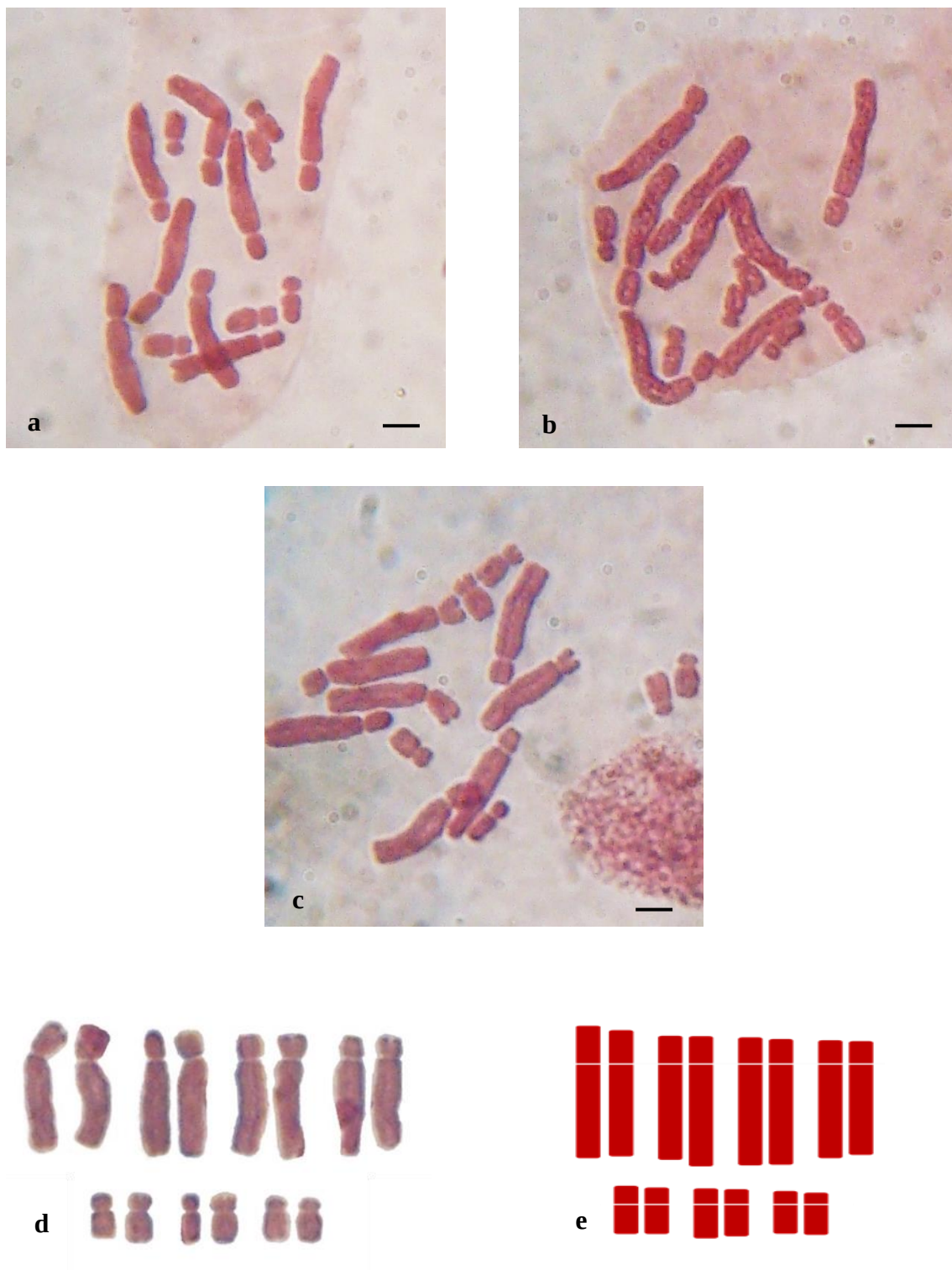


Figura 22. Cromosomas mitóticos observados en meristemas radicales del parental masculino *Aloe jucunda*. a-c) Cariotipos $2n=2x=14$ en $n = 3$ células; d) Cariograma del cariotipo c; e) Idiograma del cariotipo c. Barra = 5 μm .

Brandham (1976) examinó los cariotipos de 1543 plantas diploides pertenecientes a los géneros *Aloe*, *Gasteria* y *Haworthia*, sin encontrar indicios de delección cromosómica; sin embargo, en especies poliploides la frecuencia de este tipo de anomalía fue de 5,8 % en *Aloe* y 2,5 % en *Haworthia*, indicando que esos cambios estructurales tienen un efecto letal en especies diploides y que los individuos con mayor nivel de ploidía soportan mejor el desbalance génico ocasionado por la pérdida de algún fragmento cromosómico. Estos argumentos cariológicos fueron corroborados con los resultados reportados por Imery *et al.* (2008) en la caracterización genética de parentales e híbridos diploides VS y triploides VVS entre *A. vera* y *A. saponaria*, en donde las delecciones y aneuploidías cromosómicas fueron únicamente observadas en híbridos triploides. Por esta razón y por no haber encontrado diferencias significativas entre los 12 genotipos evaluados para cada uno de sus cromosomas, se descarta la posibilidad de que los heteromorfismos entre cromosomas homólogos evidenciados en los híbridos experimentales de la presente investigación sean producto de mutaciones estructurales como las delecciones, por lo que se atribuyen completamente a que su dotación cromosómica proviene de dos genomas distintos, siendo el de *A. jucunda* ligeramente superior al de *A. vera* (Figuras 21 y 22).

Sánchez y Raymúndez (2017), aplicando un análisis de bandeo cromosómico y citogenética molecular CMA y DAPI en el híbrido natural *Aloe x spinosissima*, señalan que la presencia de cromosomas heteromorfos revelan procesos recientes de hibridación y argumentan que las heteromorfías observadas demuestran una herencia biparental del cariotipo de *A. x spinosissima*, reforzando la importancia que han tenido los procesos de hibridación en la evolución del género.

Imery y Cequea (2002) argumentan que las variaciones entre homólogos de la especie *A. vera* se atribuyen a la presencia de mutaciones cromosómicas estructurales como las inversiones paracéntricas heterocigotas, originando anomalías de apareamiento y rupturas espontáneas que producen puentes dicéntricos, fragmentos acéntricos y la existencia de microsporas adicionales que pudieran haber sido heredadas por los híbridos evaluados en este estudio. Por otra parte, Rowley (1997) propone que *Aloe vera*

es un antiguo cultigen, representando uno de los ejemplos prehistóricos de mejoramiento genético. Es posible que *A. vera* sea el producto de la hibridación entre varias especies silvestres de la península de Arabia o entre especies seleccionadas y cultivadas en un mismo lugar por su utilidad agronómica, originándose así un híbrido de baja fertilidad que se ha conservado mediante propagación vegetativa (Rowley, 1997; Newton, 2004; Imery y Ozols, 2017).

Las pequeñas variaciones detectadas en los híbridos *Aloe jucunda* x *A. vera* en las longitudes de los pares de homólogos permitieron estimar la procedencia de los complementos cromosómicos, tal como se puede evidenciar en los idiogramas identificados en las figuras 11-22 y en las tablas 2-14, ya que el genoma del parental masculino (*A. jucunda*), tanto en brazos cortos como largos, es ligeramente superior al del parental femenino (*A. vera*).

Es posible que en esta investigación los resultados obtenidos en las longitudes cariotípicas de los morfotipos evaluados guarden relación con la expresión de rasgos fenotípicos que permitan suponer que la complementariedad génica producto del cruce favoreció significativamente características como la longitud de los dientes foliares, ángulo entre hojas continuas y número y área de manchas foliares, confiriéndoles un favorable carácter ornamental.

Análisis meiótico (microsporogénesis) del híbrido experimental

El reconocimiento de la microsporogénesis en los diez híbridos experimentales se realizó a partir de anteras de color beige muy claro o blanquecino, provenientes de botones florales cubiertos completamente por brácteas de color amarillo claro. Las distintas fases meióticas se observaron en botones cuya longitud osciló entre 4,53 mm a 5,62 mm. Los que presentaron un tamaño superior contenían tétradas y microsporas libres (5,54 a 5,93 mm), visualizadas después de la ruptura de la capa de calosa que normalmente ocurre en la fase final de la citocinesis. Los botones con longitud entre 6,94 a 7,14 mm permitieron evidenciar la mitosis postmeiótica con la mayoría de sus fases (Profase, metafase haploide y telofase (Tabla 15).

Tabla 15. Algunas características florales distinguibles durante la formación de granos de polen del híbrido experimental *Aloe jucunda* x *A. vera*.

Perianto (mm)	Color	Color	Etapas de gametogénesis
Mínimo - máximo	Perianto	Antera	
4,53 – 5,16	Amarillo claro	Beige blanquecino	Meiosis I
5,29 – 5,62	Amarillo claro	Beige claro	Meiosis II
5,54 – 5,79	Amarillo claro	Beige claro	Tétradas
5,86 – 5,93	Amarillo claro	Beige oscuro	Microsporas
6,94 – 7,14	Amarillo claro	Beige oscuro	Mitosis de la microspora
7,08 – 7,29	Amarillo claro	Amarillo pálido	Grano de polen

Se evaluaron un total de 2338 células durante la meiosis I, de las cuales 1288 fueron normales y 1050 presentaron configuraciones con alguna anormalidad, representando un 55,09 y 44,91 %, respectivamente, con respecto al número total estudiado. Entre las anormalidades cariológicas más frecuentes identificadas durante la primera división nuclear se encuentran: micronúcleos en profase I con una frecuencia de 22,14 %; cromosomas pegajosos o aglutinados en metafase I (34,05 %) y la presencia de un puente dicéntrico en anafase I (15,31 %) y telofase I (12,38 %). Otras anormalidades como la presencia de meiocitos anucleados; uno, dos o tres fragmentos acéntricos, dos puentes dicéntricos, cromosomas rezagados o asinápticos, puentes con fragmentos vinculados o desvinculados y asincronía de fases fueron evidenciadas con menor frecuencia en esta primera etapa de la microsporogénesis (Tabla 16).

Durante la segunda división nuclear del híbrido experimental se contabilizaron un total de 2328 células, resaltando que a diferencia de la meiosis I, hubo menor número de meiocitos normales (1204) con una frecuencia del 51,72 % y un aumento en relación a los que presentaron anormalidades cromosómicas (1124) con el 48,28 %. Las configuraciones anómalas más frecuentes en la meiosis II fueron: un puente dicéntrico extendido y generalmente delgado entre los dos núcleos descondensados de la profase II

(11,50 %); un fragmento acéntrico en metafase II (15,73 %) y anafase II (14,82 %) y un puente dicéntrico internúcleo en anafase II (12,54 %). Al igual que en la meiosis I, también se logró reconocer otros tipos de irregularidades como puentes dicéntricos intranúcleo en anafase II, dos fragmentos acéntricos en metafase/anafase/telofase II, desplazamiento precoz y cromosomas en lazo en metafase II, problemas de polaridad de los núcleos en anafase II y asincronía de fases (anafase/telofase II), todas estas en menor proporción (Tabla 17).

Al final de la meiosis, durante la citocinesis tetraedal, se identificaron 656 células, de las cuales, 308 mostraron una configuración normal y 348 resultaron anormales, representando frecuencias de 46,95 % y 53,05 %, respectivamente. La presencia de tétradas con una microspora adicional se hizo más frecuente (27,13 %), seguido de dos microsporas adicionales (10,52 %) y, en menor cantidad, tétradas en forma de arco y corazón (Tabla 18).

Como resultado del proceso completo de microsporogénesis en el híbrido experimental *Aloe jucunda* x *A. vera* se reconocieron 2522 células con anormalidades cromosómicas que representan el 47,39 % del número total analizado (Tabla 19).

Tabla 16. Proporciones de células analizadas en la meiosis I de la microsporogénesis del híbrido experimental *Aloe jucunda* x *A. vera*.

Profase I	Número	Porcentaje (%)
Normales	298	69,46
Un micronúcleo	95	22,14
Meiocito anucleado	36	8,39
Total profase I	429	100
Metafase I		
Normales	351	53,59
Cromosomas pegajosos o aglutinados	223	34,05
Un fragmento acéntrico	27	4,12
Desplazamiento precoz de cromosomas	26	3,97
Dos fragmentos acéntricos	19	2,90
Cromosomas rezagados o asinápticos	9	1,37
Total metafase I	655	100
Anafase I		
Normales	322	50,31
Un puente dicéntrico	98	15,31
Un fragmento acéntrico	68	10,63
Dos fragmentos acéntricos	46	7,19
Dos puentes dicéntricos	33	5,16
Un puente dicéntrico y un fragmento vinculado	27	4,22
Un puente dicéntrico y un fragmento acéntrico	24	3,75
Un puente roto	16	2,50
Cromosomas rezagados o asinápticos	6	0,94
Total anafase I	640	100
Telofase I		
Normales	317	51,63
Un puente dicéntrico	76	12,38
Un fragmento acéntrico	58	9,45
Un puente roto	47	7,65
Un puente roto con fragmento vinculado	39	6,35
Un puente dicéntrico y un fragmento acéntrico	25	4,07
Asincronía de fase (telofase I/profaseII)	20	3,26
Dos fragmentos acéntricos	18	2,93
Tres fragmentos acéntricos	14	2,28
Total telofase I	614	100
Total de células observadas en meiosis I	2338	100
Total de células normales	1288	55,09
Total de células anormales	1050	44,91

Tabla 17. Proporciones de células analizadas en la meiosis II y estado de tétradas en la microsporogénesis del híbrido experimental *Aloe jucunda* x *A. vera*.

Profase II	Número	Porcentaje (%)
Normales	313	61,01
Un puente dicéntrico	59	11,50
Un fragmento acéntrico	57	11,11
Un puente roto	33	6,43
Un puente roto con un fragmento vinculado	23	4,48
Un puente dicéntrico con un fragmento acéntrico	19	3,70
Un puente dicéntrico con un fragmento vinculado	9	1,75
Total profase II	513	100
Metafase II		
Normales	286	51,72
Un fragmento acéntrico	87	15,73
Un puente dicéntrico	49	8,86
Un puente dicéntrico y un fragmento acéntrico	44	7,96
Dos fragmentos acéntricos	31	5,61
Desplazamiento precoz de cromosomas	22	3,98
Un puente dicéntrico con un fragmento vinculado	18	3,25
Cromosomas en lazo	9	1,63
Cromosomas rezagados o asinápticos	7	1,27
Total metafase II	553	100
Anafase II		
Normales	309	44,02
Un puente dicéntrico internúcleo	88	12,54
Un fragmento acéntrico	65	9,26
Un puente dicéntrico intranúcleo	56	7,98
Un puente dicéntrico y un fragmento acéntrico	51	7,26
Asincronía de fases anafaseII/telofaseII	42	5,98
Problemas de polaridad en los núcleos	39	5,56
Dos fragmentos acéntricos	31	4,42
Cromosomas rezagados o asinápticos	21	2,99
Total anafase II	702	100
Telofase II		
Normales	296	52,86
Un fragmento acéntrico	83	14,82
Un puente dicéntrico	58	10,36
Un puente dicéntrico y un fragmento acéntrico	51	9,11
Problemas de polaridad en los núcleos	39	6,96
Un puente roto	22	3,93
Dos fragmentos acéntricos	11	1,96
Total telofase II	560	100
Total de células observadas en meiosis II	2328	100
Total de células normales	1204	51,72
Total de células anormales	1124	48,28

Tabla 18. Proporciones de células analizadas en estado de tétradas en la microsporogénesis del híbrido experimental *Aloe jucunda* x *A. vera*.

Descripción	Número	Porcentaje (%)
Tétrada normal con cuatro microsporas	308	46,95
Tétrada con una microspora adicional	178	27,13
Tétrada con dos microsporas adicionales	69	10,52
Tétrada con una microspora en forma de arco	42	6,40
Tétrada con una microspora en forma de “S”	31	4,73
Tétrada con una microspora en forma de corazón	28	4,27
Total células en citocinesis tetraedal	656	100

Tabla 19. Resumen de células analizadas durante la microsporogénesis del híbrido experimental *Aloe jucunda* x *A. vera*.

Etapas	Número	Porcentaje (%)
Meiosis I normal	1288	24,20
Meiosis II normal	1204	22,62
Citocinesis tetraedal normal	308	5,79
Total células normales	2 800	52,61
Meiosis I anormal	1050	19,73
Meiosis II anormal	1124	21,12
Citocinesis tetraedal anormal	348	6,54
Total células anormales	2 522	47,39
Total células analizadas	5 322	100

Las evidencias citológicas (fotomicrografías) de los procesos meióticos y postmeióticos aparentemente normales del híbrido experimental se muestran desde los distintos estadios de profase I hasta el grano de polen ya formado en las figuras 23 y 24; mientras que las configuraciones meióticas que presentaron anomalías cariológicas se presentan en las figuras 25 a la 30.

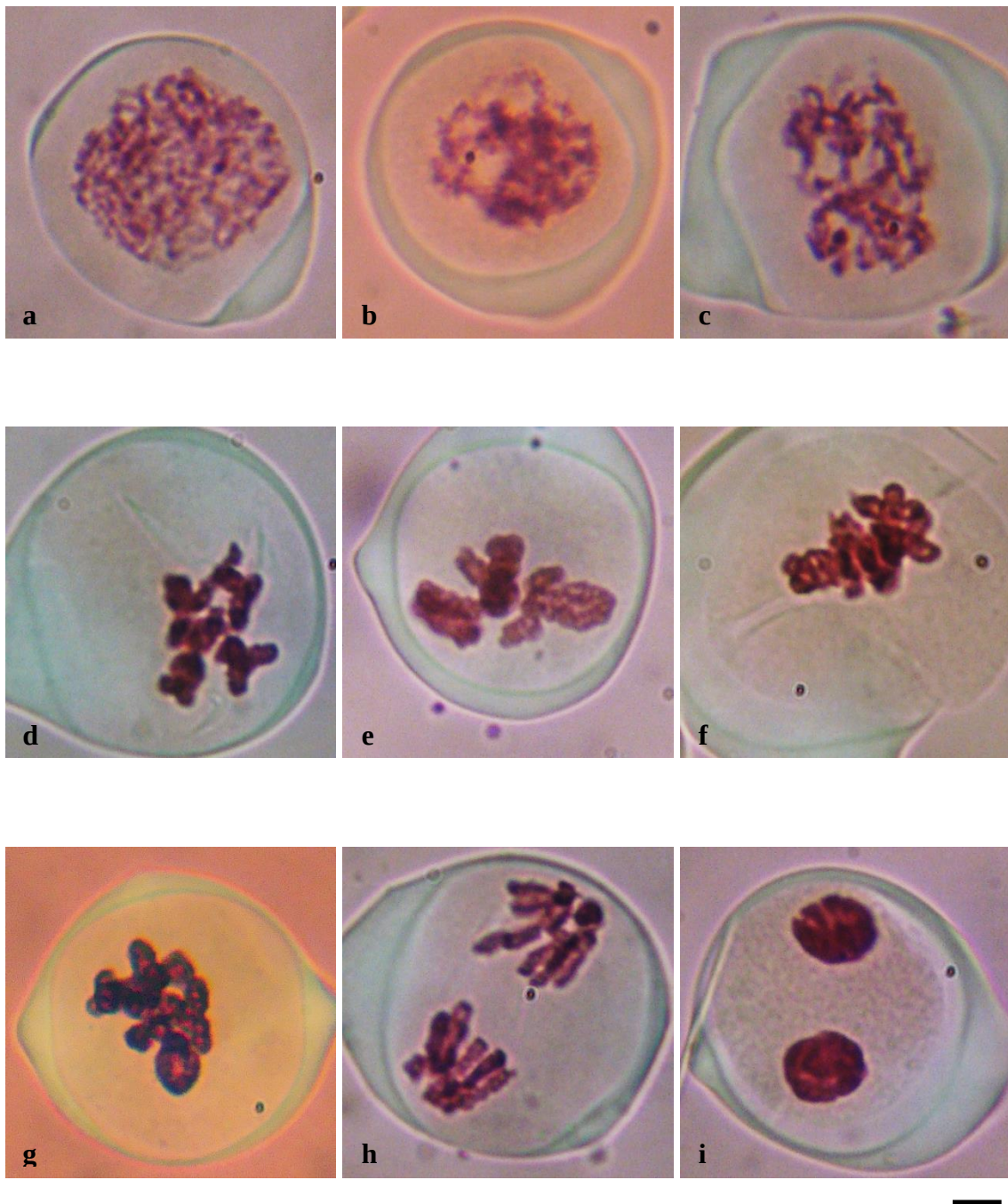


Figura 23. Microsporogénesis aparentemente normal en la meiosis I del híbrido experimental *Aloe jucunda* x *A. vera*. a) Profase I – Leptoteno. b) Profase I - Cigoteno. c) Profase I - Paquiteno. d) Profase I - Diploteno. e) Profase I - Diacinesis. f) Metafase I vista ecuatorial. g) Metafase I vista polar. h) Anafase I. i) Telofase I. Magnificación 400X. Barra = 10 μ m

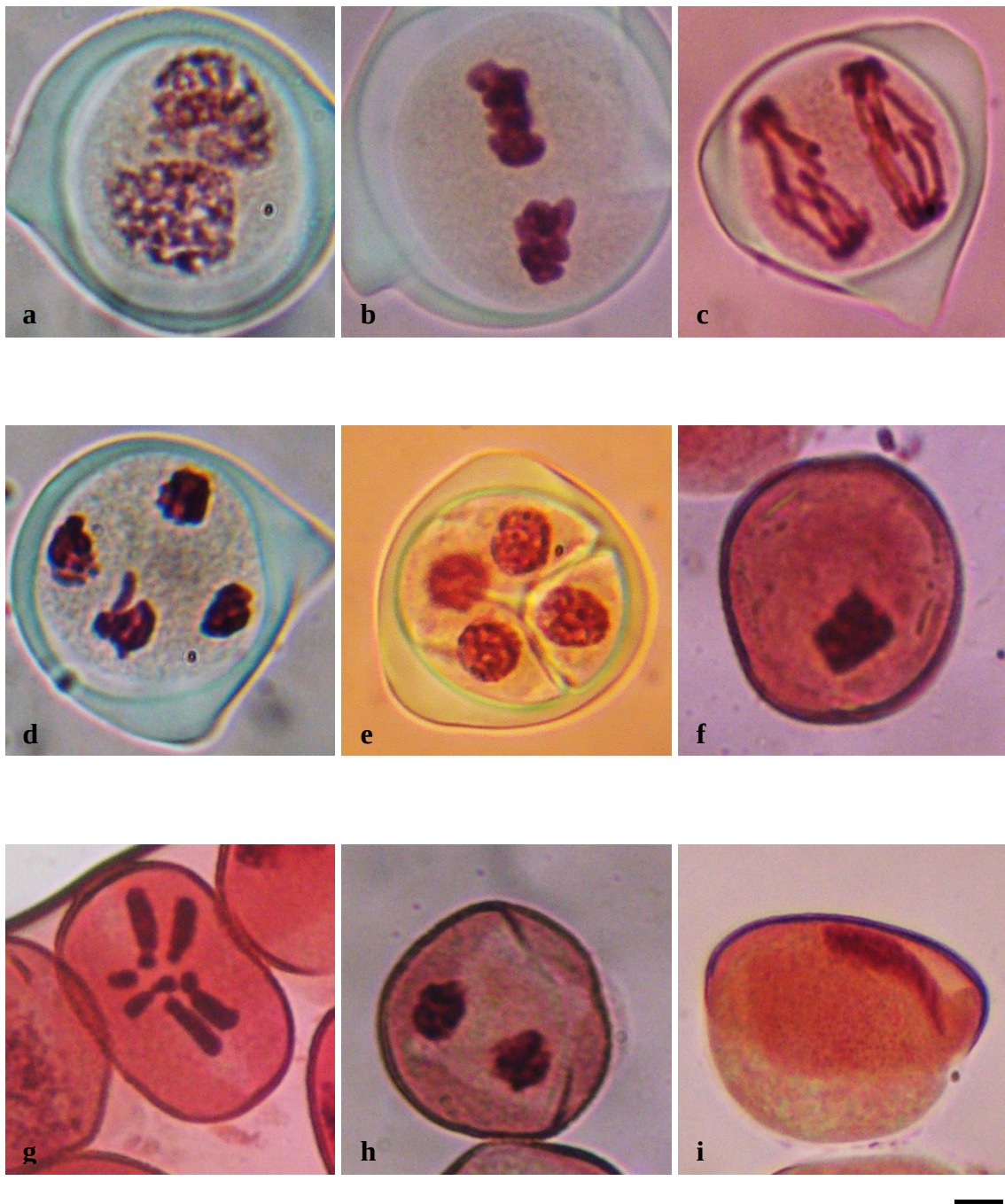


Figura 24. Microsporogénesis aparentemente normal en la meiosis II y mitosis postmeiótica en microsporas del híbrido experimental *Aloe jucunda* x *A. vera*. a) Profase II. b) Metafase II. c) Anafase II. d) Telofase II. e) Tétrada con 4 microsporas. f) Microspora en profase mitótica. g) Metafase haploide. h) Telofase de la microspora. i) Grano de polen. Magnificación 400X. Barra = 10 µm.

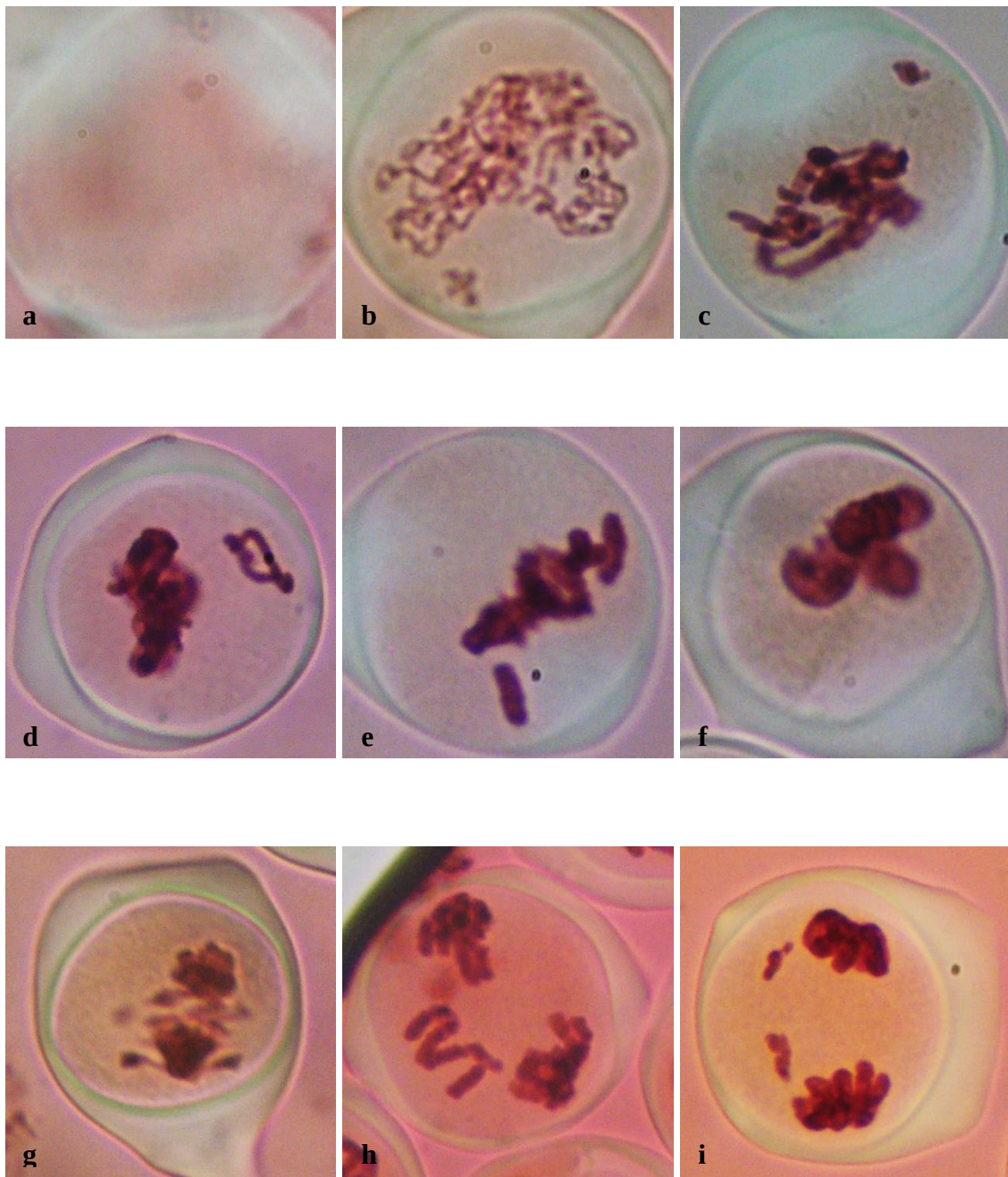


Figura 25. Microsporogénesis anormal en la meiosis I del híbrido experimental *Aloe jucunda* x *A. vera*. a) Meiocito anucleado. b) Profase I con un micronúcleo. c) Metafase I con un fragmento acéntrico. d) Metafase I con dos fragmentos. e) Metafase I con un cromosoma rezagado o asináptico. f) Metafase I aglutinada o pegajosa. g) Metafase I con desplazamiento precoz de cromosomas pequeños. h) Anafase I con un gran fragmento acéntrico. i) Anafase I con dos fragmentos acéntricos. Magnificación 400X. Barra = 10 μ m.

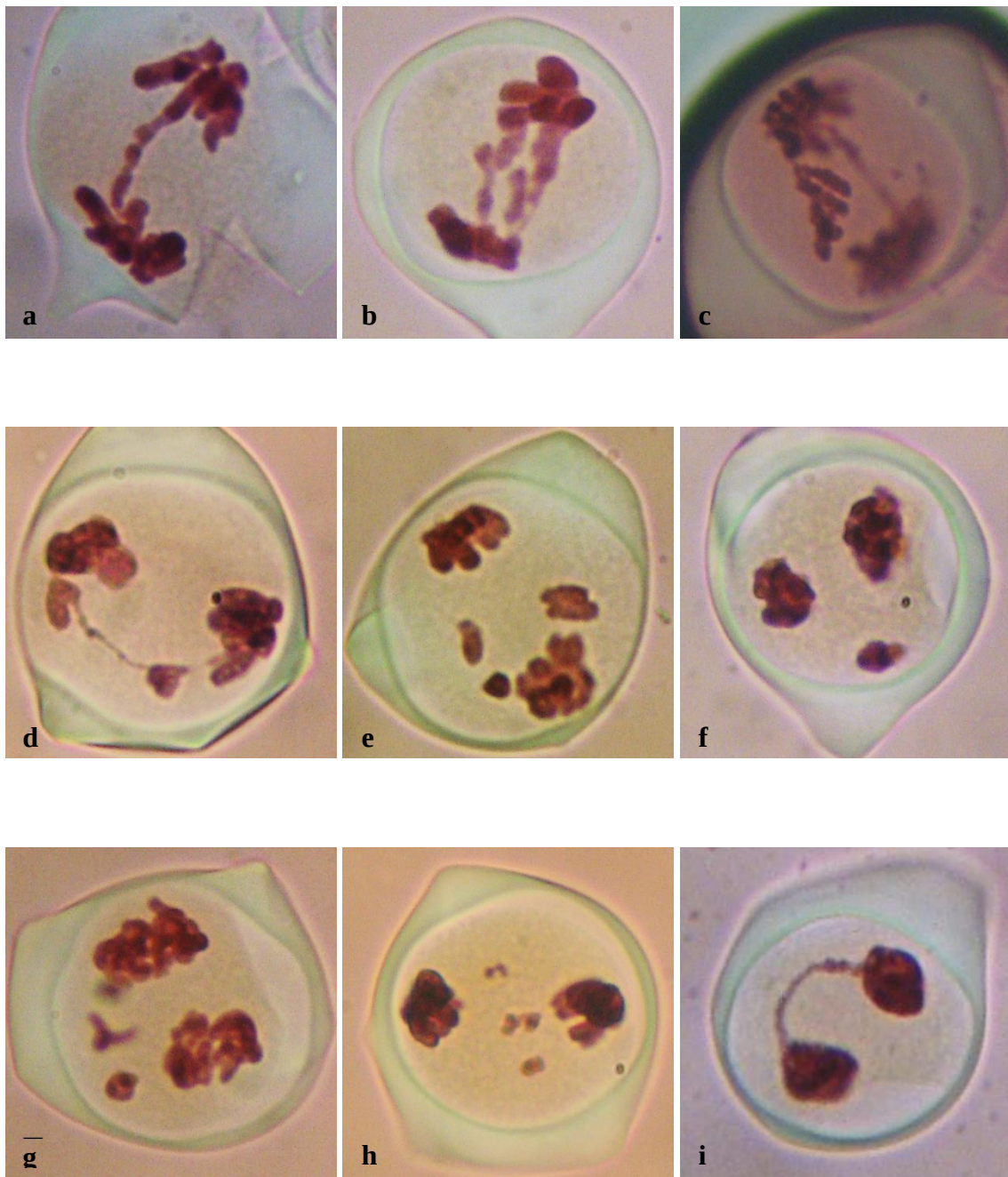


Figura 26. Microsporogénesis anormal en la meiosis I del híbrido experimental *Aloe jucunda* x *A. vera*. a) Puente dicéntrico en anafase I. b) Dos puentes dicéntricos en Anafase I. c) Un puente con un fragmento acéntrico en anafase I. d) Un puente dicéntrico con un fragmento vinculado. e) Tres fragmentos acéntricos en anafase I. f) Un fragmento en telofase I. g) Dos fragmentos en telofase I. h) Tres fragmentos en telofase I. i) Puente dicéntrico en telofase I. Magnificación 400X. Barra = 10 μ m.

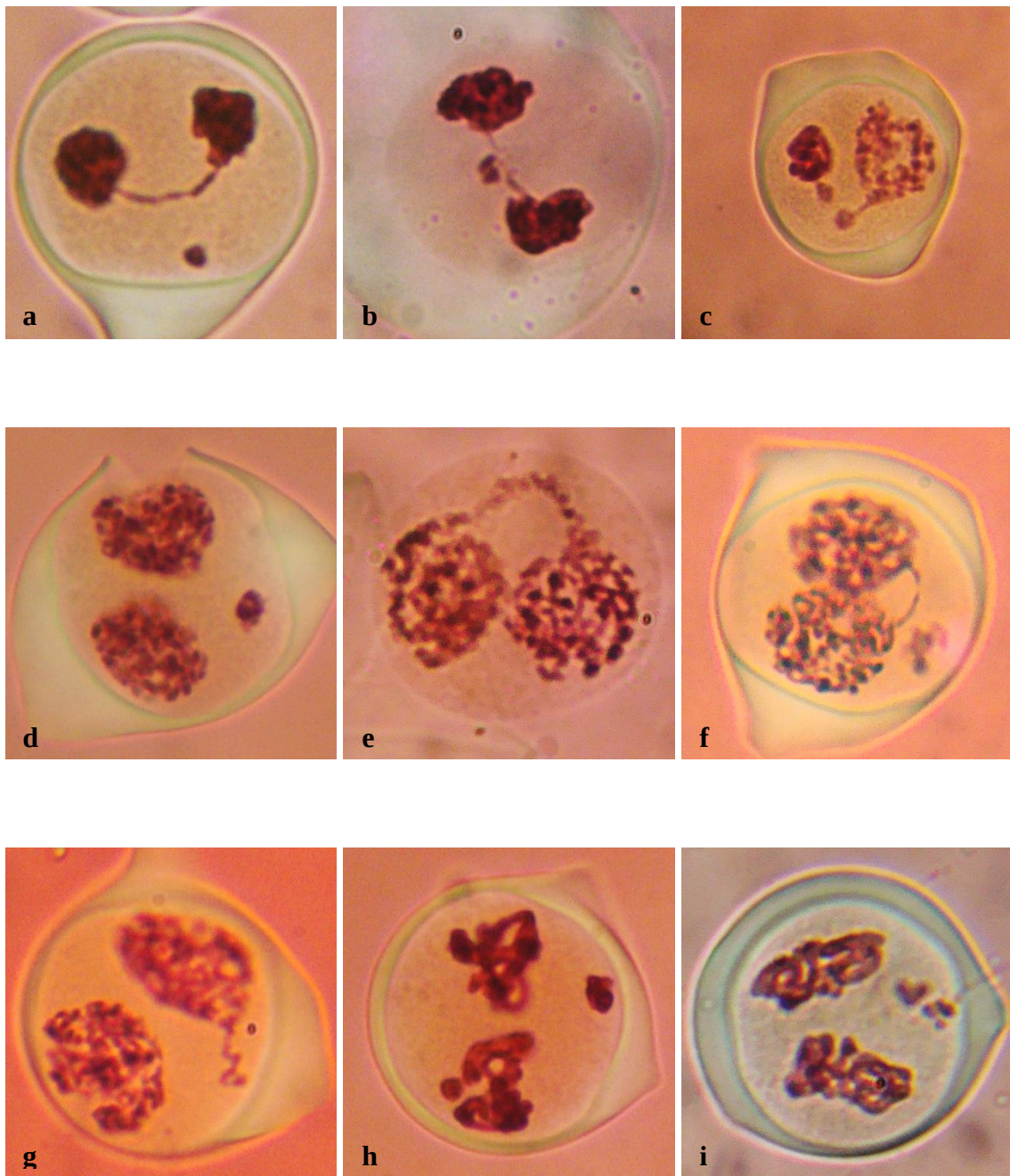


Figura 27. Microsporogénesis anormal en la meiosis I y II del híbrido experimental *Aloe jucunda* x *A. vera*. a) Puente dicéntrico y fragmento acéntrico en telofase I. b) Un puente con fragmento vinculado en telofase I. c) Asincronía en telofase I/profase II con puente y fragmento vinculado. d) Fragmento acéntrico en profase II. e) Puente en profase II. f) Un puente y un fragmento en profase II. g) Puente roto con fragmento vinculado en profase II. h) Fragmento acéntrico en metafase II. i) Dos fragmentos acéntricos en metafase II. Magnificación 400X. Barra = 10 μ m.

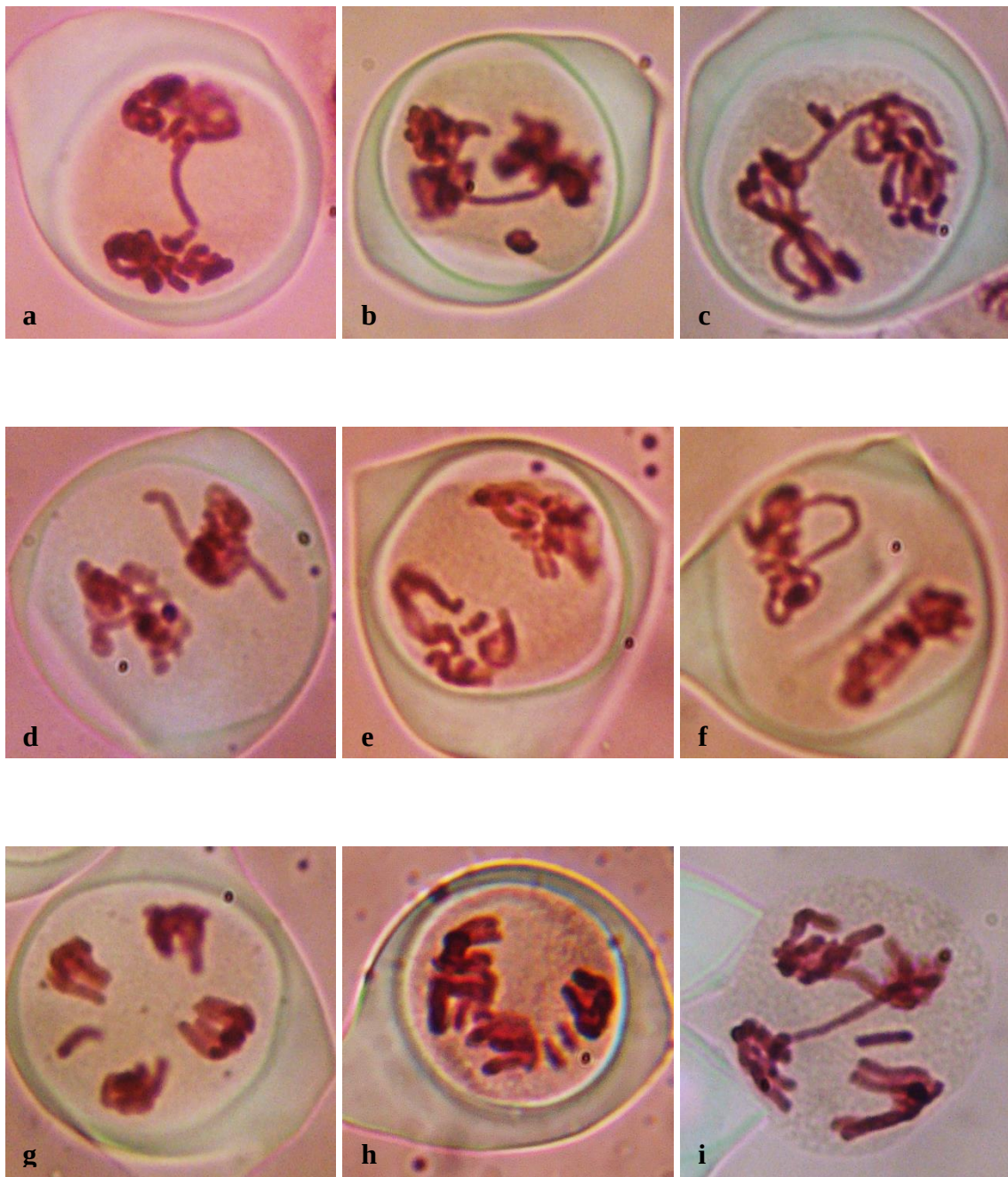


Figura 28. Microsporogénesis anormal en la meiosis II del híbrido experimental *Aloe jucunda* x *A. vera*. a) Puente dicéntrico en metafase II. b) Un puente con fragmento acéntrico en metafase II. c) Puente con fragmento vinculado en metafase II. d) Desplazamiento precoz de cromosomas en metafase II. e) Cromosoma rezagado en metafase II. f) Cromosoma en lazo en metafase II g) Fragmento en anafase II. h) Dos fragmentos en anafase II. i) Puente dicéntrico internúcleo y fragmento acéntrico en anafase II. Magnificación 400X. Barra = 10 μ m.

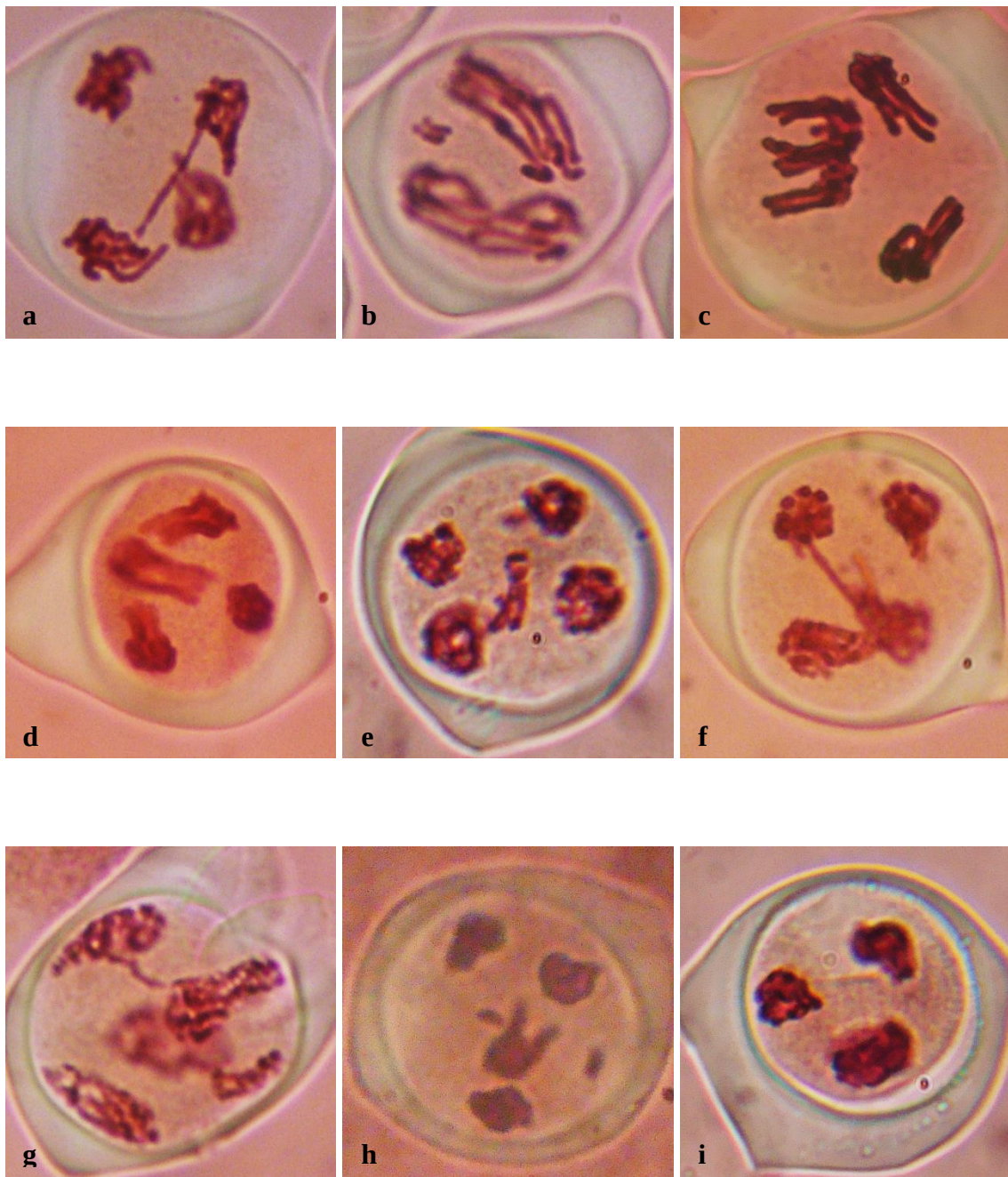


Figura 29. Microsporogénesis anormal en la meiosis II del híbrido experimental *Aloe jucunda* x *A. vera*. a) Puente dicéntrico intranúcleo en anafase II. b) Cromosomas rezagados en anafase II. c) Problemas de polaridad en anafase II. d) Asincronía en anafase/telofase II. e) Fragmento acéntrico en telofase II. f) Puente intranúcleo en telofase II. g) Puente internúcleo y fragmento en telofase II. h) Dos fragmentos en telofase II. i) Problema de polaridad en telofase II. Magnificación 400X. Barra = 10 μ m.

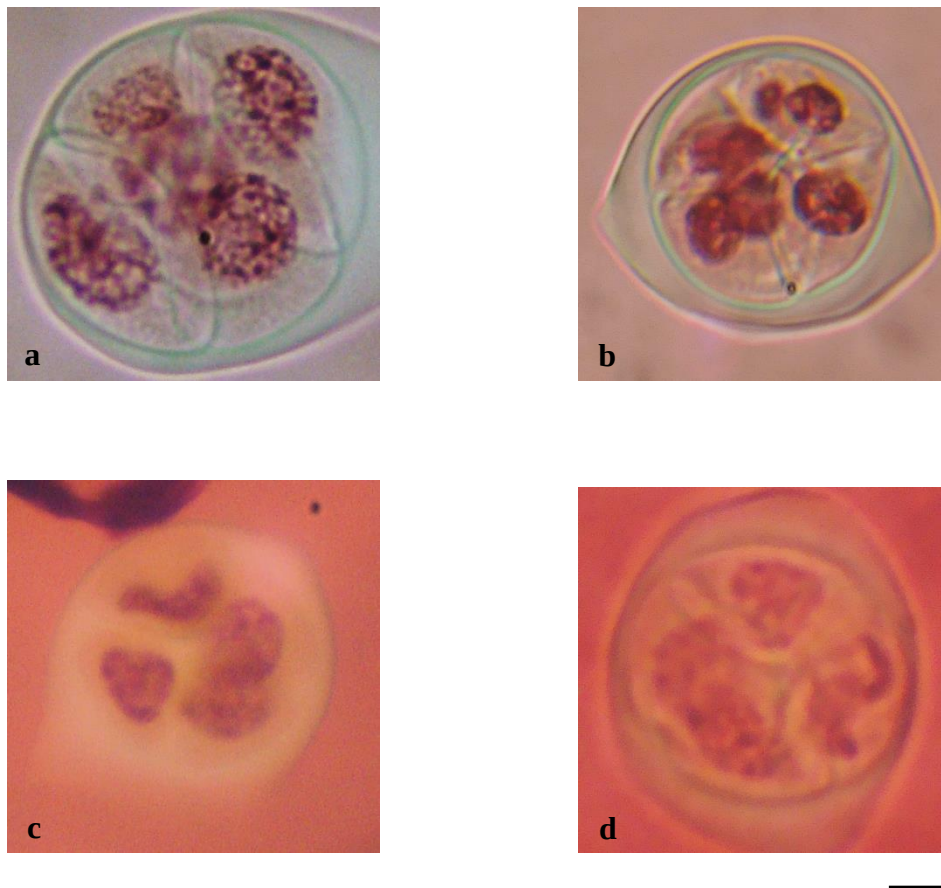


Figura 30. Estado tetraedal anormal al final de la microsporogénesis del híbrido experimental *Aloe jucunda* x *A. vera*. a) Tétrada con una microspora adicional. b) Tétrada con dos microsporas adicionales c) Tétrada con una microspora en forma de arco y otra con forma de corazón. d) Tétrada con una microspora en forma de “S”. Magnificación 400X. Barra = 10 μ m.

Otra forma de estudiar las características cromosómicas de las especies naturales de *Aloe* y sus descendientes híbridos es durante la primera mitosis (cariocinesis) de la microspora que ocurre posterior al proceso de meiosis, cuando las muestras microscópicas ofrecen un excelente contraste (Sapre, 1975). En la presente investigación se logró visualizar claramente el complemento haploide en microsporas del híbrido experimental (Figura 31), representado por el número básico de $x=7$, comprendido por cuatro cromosomas grandes y tres pequeños, el cual ya había sido descrito con

anterioridad por Marshak (1934) bajo la fórmula cariotípica $n=x=7=3L+1M+3S$ y por Imery (2012b) y Moquammel y Biswajit (2013) con la fórmula $n=x=7=4L+3S$ para el parental femenino *Aloe vera*. Esto resulta interesante, pues permite corroborar con experiencias propias que la meiosis es un proceso reduccional, mediante el cual una célula madre del polen (CMP) diploide ($2n=2x=14$) genera cuatro microsporas con su complemento cromosómico reducido a la mitad ($n=x=7$).

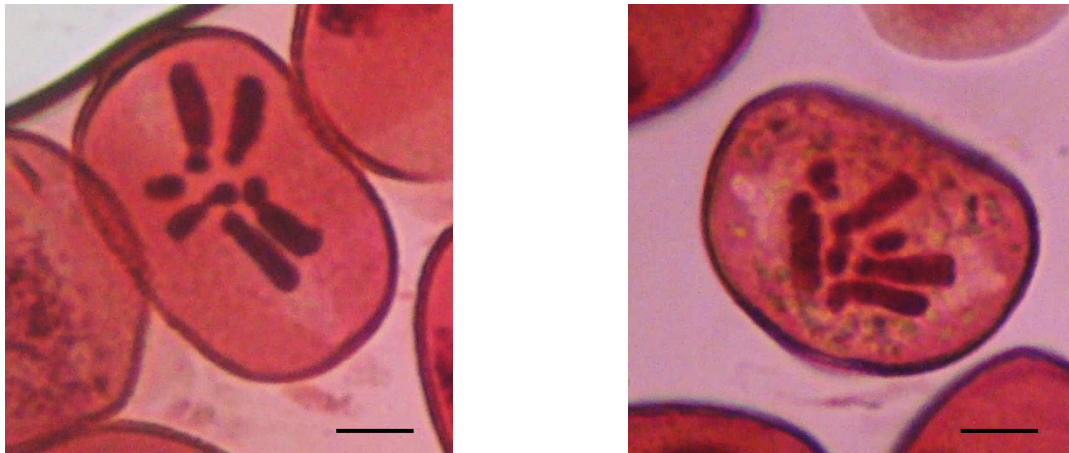


Figura 31. Cromosomas haploides en microsporas del híbrido experimental *Aloe jucunda* x *A. vera*. Barra = 10 μ m.

Durante el análisis de la microsporogénesis del híbrido *A. jucunda* x *A. vera* se observaron las distintas configuraciones normales de los dos procesos de división nuclear (Figuras 23 y 24), así como otros eventos irregulares asociados a fallas en algunos de los pasos que lo constituyen. El origen de las alteraciones en la segregación cromosómica puede ser diverso y afecta la fertilidad de los gametos, ocasionando la formación de gametos desbalanceados en cuanto al contenido de ADN en sus núcleos, presentando células hijas con material cromosómico extra, y otras que por el contrario, tendrán deficiencias de zonas génicas necesarias para el desarrollo del embrión (Techio *et al.*, 2006). Algunos autores refieren que las anomalías meióticas podrían estar vinculadas principalmente a la ocurrencia de mutaciones cromosómicas estructurales

como las inversiones paracéntricas heterocigotas (Imery y Cequea, 2012; Ahirwar y Verma, 2013) que desencadenan una serie de eventos celulares similares a los observados en esta investigación.

Otras causas que se han mencionado para explicar la presencia de fallas durante la meiosis, son las condiciones ambientales. Palmer *et al.* (2000), obtuvieron discrepancias en el porcentaje de anormalidades entre plantas de *Glycine max* que crecieron en diferentes condiciones ambientales. Estos autores argumentan que las plantas analizadas crecieron en dos ambientes contrastantes y que las altas temperaturas presentes en Iowa (EE.UU.) aumentaron la frecuencia de aberraciones meióticas, con respecto a las que crecieron en temperaturas un poco más bajas de una localidad de China. Un estudio citogenético en *Abies sibirica* (gimnosperma) realizado por Bazhina *et al.* (2008) reveló la misma tendencia, observándose que las fluctuaciones de temperatura en los distintos meses del año incidieron en la frecuencia de anormalidades. En este caso, las plantas evaluadas durante la época seca de verano registraron mayor número de anomalías con respecto a las analizadas en la época fresca de primavera. Por otra parte, Imery (2007b) señala la posibilidad de que las condiciones ambientales asociadas a las altas temperaturas, radiación solar y escasez de humedad pudieron promover el aumento en la concentración de algunas sustancias propias de la planta (antronas, antraquinonas) que alteran la división normal de las células madres de los granos de polen de la especie *Aloe vera*. Es posible entonces, que la alta sensibilidad ambiental y la existencia de mutaciones estructurales ya reportadas en *A. vera* se heredaran a sus descendientes sexuales *A. jucunda* x *A. vera* expliquen el origen de las anormalidades observadas en esta investigación.

Entre las anormalidades comúnmente observadas en los estudios meióticos, incluyendo el presente trabajo, se encuentran los puentes (Figuras 26a; 28a y 29a) y fragmentos cromosómicos (Figuras 25c; 26f; 27h y 28g). Los primeros, pueden describirse como pequeños hilos de cromatina que conectan visualmente a los grupos de cromosomas en diferentes polos de la célula y que pueden ser distinguibles, principalmente, en anafase y telofase de las dos divisiones del proceso. Imery y Cequea (2002) sugieren que la

presencia de estas aberraciones se debe a la existencia de una inversión paracéntrica heterocigótica en uno de los pares cromosómicos de mayor tamaño, argumentando que el apareamiento entre el cromosoma que porta la inversión y su homólogo en paquitenio origina la formación de un asa o bucle de inversión, dentro de la cual ocurren entrecruzamientos simples entre dos cromátidas homólogas que generan hilos finos de cromatina vinculados a dos centrómeros y fragmentos totalmente desvinculados de los centrómeros que reducen en un 50 % la fertilidad de los gametos. A su vez, los entrecruzamientos dobles entre cuatro cromátidas dentro del asa de inversión generan puentes dicéntricos dobles y dos fragmentos acéntricos que provocan la completa (100 %) esterilidad de los gametos (Singh, 2003). Como se mencionó antes, los fragmentos acéntricos pueden resultar de un tipo de entrecruzamiento particular dentro del asa de inversión en paquitenio (Cequea *et al.*, 2003; Ahirwar y Verma, 2013) o por la existencia de otras aberraciones cromosómicas que involucren rupturas espontáneas y fallas de recombinación entre cromátidas y cromosomas homólogos (Imery y Cequea, 2002).

Los fragmentos cromosómicos presentes en forma individual o vinculados a puentes dicéntricos durante la anafase y telofase I y II (Figuras 26d; 27b), podrían ser los responsables de la formación de micronúcleos adicionales que incrementan el número de microsporas al final de la meiosis, ocasionando deficiencias génicas que disminuyen la posibilidad de reproducción sexual (Imery, 2002). En el presente estudio, una de las anomalías visualizadas con mayor frecuencia, fueron los meiocitos con una y dos microsporas adicionales (Figura 30a y b). Sin embargo, estudios meióticos en algunas especies de avena en Irán (Nirmala y Rao, 1996; Sheidai *et al.*, 2003) y en *Brachiaria decumbens* (Mendes *et al.*, 2001), revelan que los cromosomas pegajosos observados desde las etapas tempranas de profase I hasta sus etapas finales, fueron la principal causa de la presencia de puentes cromatídicos en anafase I y II, así como en telofase I y II.

Los cromosomas pegajosos se caracterizan por un intenso aglutinamiento de cromatina durante alguna fase del ciclo celular. El grado de adhesión puede ser muy variado, desde moderado hasta severo. Estudios realizados en cinco especies del género *Aloe* reportan un alto grado de aglutinamiento en los estadios de profase I y en metafase I (González,

2008). En la presente investigación, el aglutinamiento o pegajosidad de la cromatina también se hizo evidente y con alta frecuencia en la metafase I (Figura 25f). De acuerdo a lo reportado por Baptista *et al.* (2000), en un estudio realizado en la especie *Avena sativa*, es posible que interacciones genética-ambiental, temperatura principalmente, o con otros agentes químicos sean también motivos que explican la presencia de estas anomalías en diferentes plantas. Kumar y Rai (2006) argumentan que los elementos químicos, especialmente los metales pesados, ejercen un efecto tóxico sobre el material genético. En su estudio comparativo del potencial genotóxico de cadmio y mercurio en meiosis de especies del género *Glycine*, reportan que la pegajosidad en los cromosomas fue la anomalía prominente en metafase I, inducida por ambos metales.

Cuando el proceso de meiosis ocurre de manera normal, las fibras del huso acromático generan la fuerza necesaria para mantener y segregar a los cromosomas homólogos hacia las células hijas (Franklin y Cande, 1999). Estas fibras están formadas por una estructura compleja de proteínas que se ensambla a partir de microtúbulos dinámicos que proporcionan la fuerza necesaria para que el huso lleve a cabo el desplazamiento de los cromosomas hacia los flancos de la célula. Cuando este mecanismo de ensamblaje no funciona correctamente, pueden ocurrir fallas y ocasionar el desplazamiento precoz de cromosomas durante la meiosis (Mendes *et al.*, 2006), como los evidenciados en el híbrido experimental del presente estudio (Figuras 25g y 28d).

Una explicación para este fenómeno podría ser la propuesta por Imery (2002) y Gonzalez (2008), la cual plantea que la migración anormal de los cromosomas está vinculada al cariotipo bimodal de las especies del género *Aloe* ya que presentan cariotipos asimétricos con uno o más pares de cromosomas grandes que eventualmente pueden generar apareamientos desiguales de cromosomas grandes y pequeños, propiciando la migración precoz de los últimos aún sin completar la disolución de los quiasmas o del complejo sinaptonémico entre aquellos homólogos de mayor tamaño.

Por otra parte, algunos cromosomas no logran unirse a las fibras del huso acromático debido a fallas en el vínculo físico entre sus componentes (Vargas *et al.*, 2008),

permitiendo justificar la existencia de cromosomas rezagados o asinápticos del presente estudio, principalmente en metafase I y II y en anafase II (Figuras 25e; 28e y 29b). Shamina *et al.* (2000) designan a esta anormalidad como huso divergente, una supuesta mutación que afecta la orientación de las fibras del huso, trayendo como consecuencia que los cromosomas segregados permanezcan paralelos y no logren converger hacia los polos en anafase, ocasionando la formación posterior de micronúcleos de diferentes tamaños al final de la telofase. Así mismo, Seijo (2001) en la evaluación citogenética de *Lathyrus annuus*, sostiene que los cromosomas quedan rezagados en la primera división debido a fallas en la unión de los cinetocoros a las fibras del huso meiótico, presentando un comportamiento independiente al resto de los cromosomas que integran el núcleo.

Ferrari *et al.* (2010) en su estudio de comportamiento meiótico en híbridos interespecíficos tetraploides entre *Brachiaria ruziziensis* y *B. brizantha*, reportan que el desplazamiento precoz de cromosomas en metafase I y II y cromosomas rezagados en anafase I y II fueron las anormalidades con mayor número de incidencias. Otros autores afirman que la segregación cromosómica irregular es la anomalía meiótica más común registrada en los híbridos de *Brachiaria* (Adamowski *et al.*, 2008) y tales anormalidades son, posiblemente, consecuencia de la hibridación interespecífica y poliploidía.

La asincronía de los núcleos durante su división dentro de la misma célula se identificó generalmente en los estadios de telofase I/profase II (Figura 27c) y en anafase II/telofase II (Figura 29d). Estudios meióticos realizados por Alcorcés *et al.* (2007) en la especie *Thitonia diversifolia* y por Mata (2016) en dos especies de *Agave*, reportan este mismo tipo de anomalía en las primeras fases de la meiosis. Las autoras comentan que la existencia de asincronía de fases pudiera estar asociada a un desfase temporal en la despolimerización de las fibras del huso en cada polo de la célula.

Además de las alteraciones descritas con anterioridad, la presencia de micronúcleos fue observada en los primeros estadios de la profase I (Figura 25b). González (2008) atribuye esta aberración a roturas espontáneas en los cromosomas, que se producen en paquiteno al momento de la recombinación. Sin embargo, otras razones podrían explicar

la ocurrencia de estos signos citológicos, como por ejemplo, alteraciones (fragmentos) en la mitosis de las células madres del polen que antecede a la microsporogénesis y que han sido reportadas por Imery y Cequea (2002) e Imery (2007b). Cuando estas células reciben la señal para entrar al siguiente paso de la microgametogénesis, dichos fragmentos se descondensan y permiten evidenciar los micronúcleos en los primeros estadios de la meiosis, contribuyendo también a la formación de microsporas adicionales al finalizar el proceso.

Otra hipótesis manejada para tratar de explicar la presencia de microsporas adicionales al final de la meiosis es la propuesta por Tel-zur *et al.* (2005) en un estudio citogenético realizado en un cactus trepador, en donde los cromosomas rezagados en anafase I fue una característica común. Estos autores infieren que es posible que estos cromosomas conformen núcleos independientes durante las fases de descondensación de la cromatina y, en consecuencia, generen un aumento en el número de microsporas.

Cabe destacar que la mayoría de las anormalidades meióticas evidenciadas en el presente estudio, ya habían sido reportadas con anterioridad por autores como Imery y Cequea (2012) y Ahirwar y Verma (2013) para *Aloe vera* y por González (2008) para otras especies del género *Aloe*, por lo que la presencia de estas en el híbrido experimental se atribuye principalmente a que hayan sido heredadas del genoma materno o que se hayan originado de *novo* durante la formación de sus células sexuales.

Viabilidad del polen

El método experimental de microcultivo de Sunderland y Roberts (1977) y González (2008) a base de agar y sacarosa aplicado en la germinación *in vitro* de los granos de polen en la especie parental *A. vera*, no arrojó resultados favorables en la presente investigación, debido a que las concentraciones empleadas por los mismos no proporcionaron el ambiente idóneo para la germinación de los granos de polen y crecimiento de los tubos polínicos. Cabe resaltar que el polen colocado en el microcultivo con la concentración de estos autores (0,06 mol.l⁻¹ de sacarosa y 4 g.l⁻¹ de agar-agar) ocasionó la inhibición de la germinación en la mayoría de los granos de polen

(Figura 32a) y aquellos que lograron germinar estallaron a causa de un efecto hipertónico (Figura 32b). También se evidenció la desecación rápida del gelificado, posiblemente como consecuencia de una baja proporción de agar-agar, aunado a la utilización de láminas portaobjetos no horadadas. Es probable que estos ejemplares por ser el resultado del cruzamiento entre dos genomas distintos, requieran de ciertas condiciones particulares que se ajustaron en este trabajo. La distinta ubicación geográfica de las cuales son nativas las especies progenitoras pudiese estar asociada a cambios en la temperatura y, por consiguiente, podría alterar la estructura de la exina que envuelve a los granos de polen de cada especie, pudiendo ser más gruesa o delgada en cada una de ellas y, por lo tanto, generar la necesidad de un ambiente particular en sus descendientes que propicie la estimulación de la germinación de sus granos de polen.

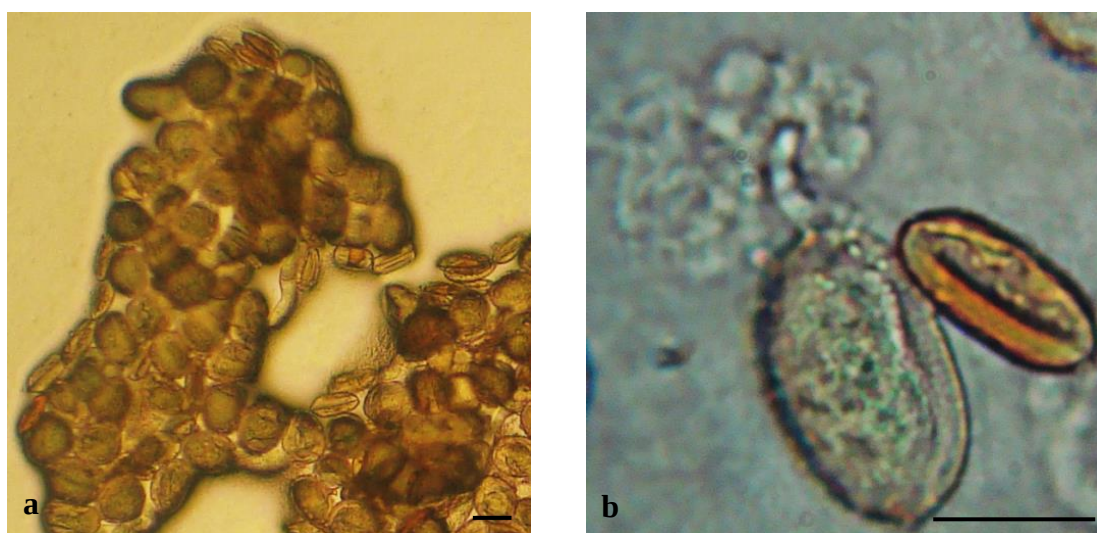


Figura 32. Granos de polen del híbrido experimental en microcultivo inicial de agar (4 g.l-1) y sacarosa (0,06 mol.l-1). a) Granos de polen sin germinar. b) Grano de polen con tubo polínico estallado por efecto hipertónico. Barra = 50 µm.

La implementación del nuevo protocolo de estandarización permitió determinar que la concentración de sacarosa idónea para lograr la germinación de los granos de polen del híbrido experimental en condiciones *in vitro* es de 0,125 mol.l⁻¹. Concentraciones entre

0,050 a 0,100 mol.l⁻¹, propiciaron la germinación de algunos granos de polen; sin embargo, la baja concentración de soluto en el medio ocasionó, en la mayoría de los casos, la ruptura de los tubos polínicos a causa de un efecto hipertónico. Las que oscilaron entre 0,200 a 1,000 mol.l⁻¹ no proporcionaron las condiciones adecuadas, por lo que no se logró evidenciar la germinación ni elongación de ningún tubo polínico.

El número total de granos de polen contabilizados fue de 6046, de los cuales 1909 lograron germinar y emitir sus tubos polínicos (Figura 33). Esto permitió determinar que el porcentaje de viabilidad de los granos de polen en este nuevo genotipo es de 31,57 % (Tabla 20). Los híbridos que presentaron un mayor número de granos de polen germinados fueron el H₃, H₄ y H₈, reflejando variabilidad genética en la capacidad germinativa del polen entre estos genotipos.

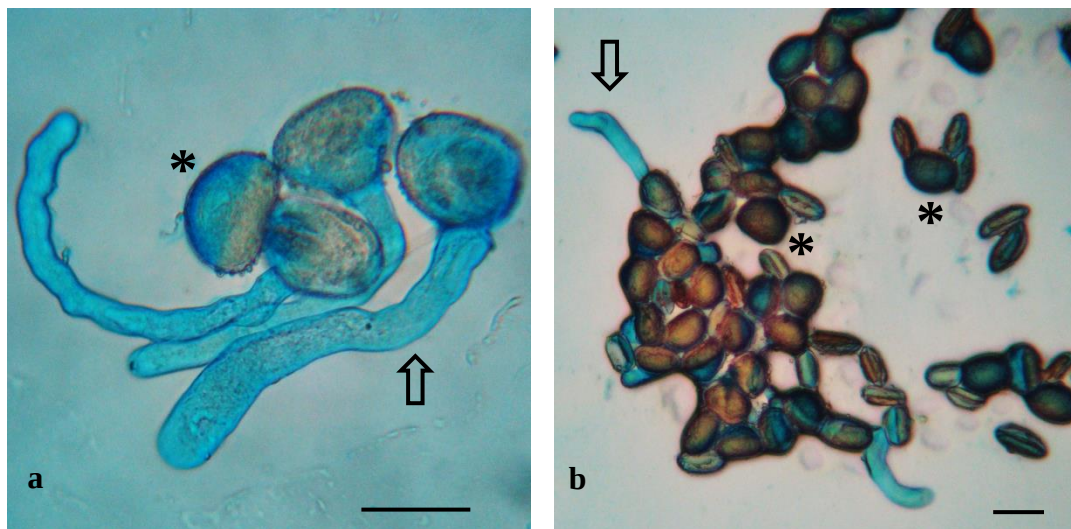


Figura 33. Granos de polen germinados bajo condiciones in vitro con elongación de los tubos polínicos en el híbrido experimental *Aloe jucunda* x *A. vera*. a) Magnificación a 800X. Barra = 50 μ m. b) Magnificación a 400X. Barra = 25 μ m. Las flechas muestran el tubo polínico de un grano considerado como viable; mientras que los (*) señalan un grano de polen inviable.

Tabla 20. Porcentaje de viabilidad de los granos de polen en el híbrido experimental *Aloe jucunda* x *A. vera* bajo condiciones *in vitro*.

Híbrido	Flores analizadas	Granos de polen totales	Granos Germinados	Porcentaje de viabilidad (%)
H ₁	2	342±19,53	80±5,73	23,39
H ₂	2	419±29,22	119±8,74	28,40
H ₃	3	931±28,05	390±12,78	41,89
H ₄	3	1556±32,44	631±11,93	40,55
H ₅	2	185±8,23	32±1,51	17,30
H ₆	2	364±16,94	81±3,60	22,25
H ₇	3	407±11,52	95±2,84	23,34
H ₈	3	849±16,83	188±3,08	22,14
H ₉	3	573±20,16	160±4,96	27,92
H ₁₀	3	420±18,52	133±5,11	31,67
Total	26	6046±405,92	1909±183,07	31,57

Los valores en las columnas de granos de polen indican promedio ± desviación estándar.

Algunas investigaciones han utilizado otros métodos para determinar el porcentaje de viabilidad de los granos de polen, uno de los más usados es la tinción con colorantes como “bufalo black”, acetocarmin, orceína y lactofenol, entre otros. Este método considera como granos de polen viables a los intensamente coloreados y estériles a los menos coloreados, dejando la posibilidad de que sólo exista una elevada afinidad de las células por determinadas sustancias colorantes y no pueda realmente estimar su poder germinativo (Singh, 2003). Otro factor inconveniente en el método de coloración es que en la mayoría de los casos se tiñen citoplasmas vivos y muertos, realizándose una sobreestimación de la fertilidad del polen (González *et al.*, 2002; Imery y Cardenas, 2006). En *Prunus armeniaca*, el porcentaje de viabilidad obtenido con el uso de acetocarmin en todas las plantas evaluadas fue cercano al 100 %, apartándose considerablemente de los resultados obtenidos con el método de germinación y crecimiento del tubo polínico en condiciones *in vitro* y de la realidad de su eficiencia

reproductiva (Andrés *et al.*, 1999). Por esta razón, no se seleccionó para este trabajo el método de tinción en aras de proporcionar resultados con alto nivel de confiabilidad.

Diversos estudios han relacionado los porcentajes de viabilidad de los granos de polen con las anormalidades observadas durante su microsporogénesis. Entre estos, el trabajo realizado por Boff y Schifino (2002) en varias especies del género *Leucaena* y en algunos descendientes híbridos, en el cual el promedio de la viabilidad en la mayoría de las variedades fue muy alto, por encima del 90%. Sin embargo, un híbrido entre los 26 genotipos estudiados presentó un porcentaje de viabilidad menor al 50 %, relacionándolo con los eventos suscitados durante la microsporogénesis, ya que las plantas que presentaron una meiosis normal fueron las de mayor porcentaje de viabilidad del polen; mientras que en las plantas híbridas, con alta frecuencia de anormalidades meióticas como univalentes, multivalentes, cromosomas pegajosos y puentes cromatídicos, el porcentaje de viabilidad del polen fue significativamente menor. Ahirwar y Verma (2013), al evaluar la meiosis de *Aloe barbadensis* Mill. (= *A. vera*), sostienen que la presencia de puentes dicéntricos y fragmentos acéntricos en anafase I y II y en telofase I y II son las principales causas de la formación de gametos desbalanceados, lo cual se refleja en la baja fertilidad de sus granos de polen.

Posterior a los análisis meióticos en *A. vera*, la baja fertilidad del polen también es reportada por Imery y Cequea (2002), relacionándola con las observaciones citológicas anormales como quiasmas persistentes entre homólogos grandes, desplazamiento precoz de cromosomas pequeños, presencia de puentes dicéntricos con o sin fragmentos acéntricos en la meiosis I, así como también la observación de puentes y fragmentos en meiosis II y presencia de microsporas adicional al final de esta.

Imery y Cárdenas (2006) reportan un 48,81 % de capacidad germinativa en los granos de polen de *A. vera*. Por su parte, González (2008) obtuvo porcentajes de viabilidad por encima del 40 % en cuatro especies del género *Aloe*, permitiendo evidenciar la leve superioridad de estas plantas en comparación con el híbrido experimental entre *Aloe jucunda* x *A. vera*.

Además de las anomalías que se han reportado durante la microsporogénesis del grano de polen en diversas especies, factores climatológicos han sido considerados para explicar el bajo porcentaje de viabilidad de estos. Las condiciones ambientales adversas pueden causar la no funcionalidad polínica dependiendo del genotipo (Fernández *et al.*, 1995). En híbridos interespecíficos de arroz (*Oryza sativa*), las variaciones de temperatura afectan negativamente el porcentaje de viabilidad debido a que durante la iniciación de la meiosis en las células madres de los granos de polen, las plantas de arroz son muy sensibles a las bajas temperaturas, alterando la correcta división nuclear que causa una disminución en la fertilidad del polen (Huang *et al.*, 2015). Un estudio realizado en *Phaseolus vulgaris*, reveló que los efectos inducidos por el calor sobre la exina y las capas interinas de polen también podrían influir en la función normal y su viabilidad (Porch y Jahn, 2001). En base a esto, es posible que las condiciones ambientales de bosque muy seco tropical donde se ubica el banco de germoplasma en el que se conservan los genotipos evaluados, pudieran también contribuir en la elevada frecuencia de anomalías meióticas y, por ende, incidir en la baja fertilidad de sus granos de polen.

Es importante resaltar que aunque el 31,57 % de los granos de polen evaluados en la presente investigación germinaron bajo condiciones *in vitro*, la ausencia de frutos y semillas en este nuevo genotipo, obliga a esta planta a depender exclusivamente de la propagación vegetativa para su multiplicación. Barreras reproductivas como la autoincompatibilidad gametofítica y esporofítica han sido descritas para la mayoría de las especies del género *Aloe* (Newton, 2004), incluyendo a *A. vera* (Imery y Cequea, 2008) y a *A. jucunda* (Riley y Majumdar, 1979), limitando entonces su autofertilización con aquellos granos de polen no afectados por las irregularidades microsporogénicas. Esto conlleva a deducir que la imposibilidad de reproducción sexual de los híbridos experimentales también esté relacionada con genes de incompatibilidad heredados de ambos progenitores.

Todos los eventos meióticos aberrantes, además del bajo porcentaje de germinación de los granos de polen y las barreras reproductivas, posiblemente, heredadas de ambos

progenitores, reducen la fertilidad del híbrido *Aloe jucunda* x *A. vera* y limitan sus posibilidades de reproducción sexual, explicando de esta manera, por qué, hasta la presente fecha, no ha llegado a formar frutos ni semillas en ninguno de sus períodos de floración.

La caracterización morfológica y citogenética de este nuevo híbrido experimental *A. jucunda* x *A. vera* reveló un considerable valor ornamental como consecuencia de la variabilidad genética producida por la reproducción sexual y promueve la posibilidad de incorporarlo como un modelo para el estudio de la herencia de rasgos de valor ornamental y agronómico, anormalidades cromosómicas en la meiosis o para futuros cruzamientos en la búsqueda de nuevos genotipos promisorios e investigaciones complementarias.

CONCLUSIONES

Los híbridos experimentales entre *Aloe jucunda* x *A. vera* evidenciaron superioridad de rasgos vegetativos en el número de hojas, longitud de los dientes foliares, ángulo entre hojas continuas, número y área de las manchas en comparación con sus parentales, confiriéndoles un elevado valor ornamental.

La expresión de rasgos como la longitud, ancho, espesor y volumen de las hojas estuvo influenciada por el genoma materno de *A. vera* y mejoraron considerablemente con respecto a la expresión del genoma paterno, por lo que no se descarta su posible potencial agronómico para la explotación del gel y acíbar de sus hojas.

La presencia de hijuelos en este nuevo genotipo garantiza su propagación vegetativa.

Las células meristemáticas radicales presentaron el cariotipo bimodal y número de cromosomas esperado $2n=2x=14=8L+6S$ para las especies de este género.

La fórmula cariotípica que define al híbrido experimental *Aloe jucunda* x *A. vera* es: $2n=2x=14=8L+6S=1L(sm_{sat})+1L(sm)+3L(st)+3L(st_{sat})+1S(m)+5S(sm)$.

Las constricciones secundarias evidenciadas son una característica distintiva que facilitaría la posterior clasificación citotaxonómica de este nuevo genotipo.

Las anormalidades meióticas presentes en la progenie son causadas por inversiones paracéntricas heterocigotas posiblemente heredadas del genoma materno de *A. vera*, que reducen la fertilidad de los granos de polen de los híbridos experimentales y limitan sus oportunidades de reproducción sexual.

RECOMENDACIONES

Extender las evaluaciones morfológicas en plantas cultivadas bajo condiciones de campo para determinar si pueden expresar superioridad agronómica en comparación con las cultivadas bajo condiciones de vivero.

Realizar análisis químicos tanto del gel como del acíbar de las hojas para determinar sus propiedades medicinales.

Realizar pruebas de patogenicidad para estimar la tolerancia o resistencia a la bacteria *Erwinia chrysantemi* y otros patógenos reportados para cultivos extensivos de *A. vera*.

BIBLIOGRAFÍA

- Adamowski, E.; Pagliarini, M.; y Valle, C. 2008. Meiotic behaviour in three interspecific three-way hybrids between *Brachiaria ruziziensis* and *B. brizantha* (Poaceae: Paniceae). *Journal of Genetics* 87: 33-38.
- Adams, S.; Leitch, I.; Bennet, M.; Chase, M. y Leitch, A. 2000. Ribosomal DNA evolution and phylogeny in *Aloe* (Asphodelaceae). *American Journal of Botany*, 87(11): 1578-1583.
- Adetula, O.; Fatokun, C. y Obigbesan, G. 2005. Centromeric banding pattern of mitotic chromosomes in *Vigna vexillata* (TVnu73). *African Journal of Biotechnology*, 4(5): 400-402.
- Ahirwar, R. y Verma, R. 2013. Spontaneous Inversion Heterozygotes in *Aloe barbadensis* Mill. *Cytologia*, 78(1): 51-54.
- Ahirwar, R. y Verma, R. 2014. Karyotypic studies in some members of Liliaceae. *The Journal Cytology and Genetics*, 15: 61-74.
- Albornoz, A. 2011. Caracterización morfológica y citogenética de híbridos diploides VL descendientes del cruce *Aloe vera* (L.) Burm. f. (2V) x *Aloe littoralis* Bak. (2L). Trabajo para ascender a la categoría de Profesor Asistente. Escuela de Humanidades y Educación, Universidad de Oriente, Cumaná.
- Albornoz, A. e Imery, J. 2003. Evaluación citogenética de ocho poblaciones de *Aloe vera* L. de la Península de Araya-Venezuela. *Ciencia (L.U.Z.)*, 11: 5-13.
- Alcorcés, N.; Lárez, R. y Mayz, F. 2007. Additions to the cytogenetic knowledge of *Tithonia diversifolia* (Hemsl.) A. Gray (Asteraceae). *Acta Botanica Venezuelica*, 2: 267-275.
- Andrés, M.; Rodríguez, J. y Duran, J. 1999. Viabilidad del polen del albaricoquero (*Prunus armeniaca* L.). *Investigación Agrícola de Producción Vegetal*, 14: 12-19.
- APG. 2016. An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG IV. *Botanical Journal of the Linnean Society*, 181: 1-20.
- Baptista, F.; Pagliarini, M. y Almeida, J. 2000. Multiple anaphase bridges on meiosis in Brazilian oats (*Avena sativa* L.). *Nucleus*, 43: 58-63.
- Bazhina, E.; Kvitko, O. y Muratova, E. 2008. Meiosis at microsporogenesis in Siberian fir (*Abies sibirica* Ledeb.) in natural populations and in an arboretum. *Eurasian Journal for Research*, 11: 41-49.

- Bennett, B. y Prance, G. 2000. Introduced plants in the indigenous pharmacopoeia of Northern South America. *Economic Botany*, 54: 90-102.
- Beyra, A.; León, M.; Iglesias, E.; Ferrándiz, D.; Herrera, R.; Volpato, G.; Godínez, D.; Guimaraes, M. y Álvarez, R. 2004. Estudios etnobotánicos sobre plantas medicinales en la provincia de Camaguey (Cuba). *Anales del Jardín Botánico de Madrid*, 61: 185-204.
- Birchler, J.; Auger, D. y Riddle, N. 2003. In search of the molecular basis of heterosis. *The Plant Cell*, 15(10): 2236-2240.
- Boff, T. y Schifino, M. 2002. Pollen fertility and meiotic behaviour in accessions and species of leucaena. *Tropical Grasslands*, 36: 54-58.
- Boon, L. 1999. El “milagro” envasado. De la sábila a sus derivados. Salud. *Revista Estampas*. El Universal, 21 de noviembre. 19-21 pp.
- Brandham, P. 1971a. The Chromosome of the *Liliaceae*: III. New cases of interchange hybridity in the *Aloineae*. *Kew Bull*, 28:341-349.
- Brandham, P. 1971b. The chromosome of the *Liliaceae*. III. Polyploidy and karyotype variation in the *Aloineae*. *Kew Bulletin*, 25: 381-399.
- Brandham, P. 1976. *The frequency of spontaneous structural change*. In: Jones, K. y Brandham (eds.), Current chromosome research. NY: North Holland Pub.
- Brandham, P. y Carter, S. 1990. A revision of the *Aloe tidmarshii/Aloe ciliaris* complex in South Africa. *Kew Bulletin*, 45(4): 637-645.
- Brandham, P. y Doherty, M. 1998. Genome size variation in the *Aloaceae*, an angiosperm family displaying karyotype orthoselection. *Annals of Botany*, 82(Supl. A): 67-73.
- Camarena, F.; Chura, J. y Blas, R. 2014. *Mejoramiento genético y biotecnológico de plantas*. Colección Agrosaber del Banco Agropecuario. Perú.
- Capasso, F.; Borrelli, F.; Capasso, R.; Di Carlo, G.; Izzo, A.A.; Pinto, L.; Mascolo, N.; Castaldo, S. y Longo, R. 1998. *Aloe* and its therapeutic use. *Phytotherapy Research*, 12: 124-127.
- Cequea, H.; Díaz, D.; Imery, J. y Nirchio, M. 2003. Cytogenetics study of paracentric inversions in *Tridax procumbens* (Compositae). *Cytologia*, 68: 329-333.
- Chase, M.; De Bruijn, A.; Cox, A.; Reeves, G.; Rudall, P.; Johnson, M. y Eguiarte, L. 2000. Phylogenetics of *Asphodelaceae* (Asparagales): an analysis of plastid *rbcl* and *trnL-F* DNA sequences. *Annals of Botany*, 86: 935-951.

- Ciciarelli, M. 2007. *Canna ascendens* (Cannaceae), una nueva especie de la provincia de Buenos Aires y comentarios sobre otras especies argentinas de este género. *Darwiniana*, 45(2): 188-200.
- Cnudde, F. y Gerats, T. 2005. Meiosis: inducing variation by reduction. *Plant Biology*, 7: 321-341.
- Coutinho, K.; Santana, T.; Machado, S. y Da Costa, F. 2010. Meiose e viabilidade polínica em accesos de *Capsicum annuum* e *Capsicum baccatum*. *Ciencia Rural*, 40(8): 1746-1751.
- Cowan, M. 1999. Plant products as antimicrobial agents. *Clinical Microbiology Reviews*, 12: 564-582.
- Cubero, J. 2003. *Introducción a la mejora genética vegetal*. Editorial Mundi-Prensa. Segunda edición. España.
- Ellstrand, N. 2003. Current knowledge of gene flow in plants: implications for transgene flow. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences*, 358: 1163–1170.
- Espitia, M.; Vallejo, F. y Baena, D. 2006. Efectos heteróticos y habilidad combinatoria para el rendimiento por planta en *Cucurbita moschata* Duch. Ex Poir. *Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín*, 59: 3105-3121.
- Fernández, R.; González, J. y Cuartero, J. 1995. Genetics of the viability of pollen grain produced at low temperatura in *Lycopersicon* Mili. *Euphytica*, 84: 139-144.
- Ferrari, M.; Pagliarini, M. y Valle, C. 2010. Meiotic behavior of interspecific hybrids between artificially tetraploidized sexual *Brachiaria ruziziensis* and tetraploid apomictic *B. brizantha* (Poaceae). *Scientia Agricola*, 67(2): 1107-1115.
- Franklin, A. y Cande, W. 1999. Nuclear Organization and Chromosome Segregation. *The plant Cell*, 11: 523-534.
- Friesen, N.; Borisjuk, N.; Mes, T.; Klaas, M. y Hanelt, P. 1997. Allotetraploid origin of *Allium altynolicum* (Alliaceae, *Allium* sect. *Schoenoprasum*) as investigated by karyological and molecular markers. *Plant Systematics and Evolution*, 206: 317-335.
- Furones, J.; Morón, F. y Piñedo, Z. 1996. Acción analgésica de un extracto acuoso liofilizado de *Aloe vera* L. en ratones. *Revista Cubana de Plantas Medicinales*, 1: 15-17.

- González, M.; Estevez, A.; Castillo, J.; Salomón, J.; Moré, O. y Hernández, M. 2002. La calidad del polen: requisito indispensable del mejoramiento tradicional de la papa en Cuba. *Revista Latinoamericana de la Papa*, 13: 75-94.
- González, J. 2008. Microsporogénesis de cinco especies de *Aloe* L. (ALOACEAE). Trabajo de pregrado. Departamento de Biología, Universidad de Oriente. Cumaná.
- Gómez, V.; Rodríguez, B.; Palomino, G.; Martínez, J. y Barba, R. 2013. Physical mapping of 5S and 18S ribosomal DNA in three species of *Agave* (Asparagales, Asparagaceae). *Comparative Cytogenetics*, 7(3): 191-203.
- Goodwillie, C. 1999. Multiple origins of self-compatibility in *Linanthus* section *Leptosiphon* (Polemoniaceae): phylogenetic evidence from internal-transcribed spacer sequence data. *Evolution*, 53: 1387-1395.
- Grace, O.; Buerki, S.; Symonds, M.; Forest, F.; Van-Wyk, A.; Smith, G.; Klopper, R.; Bjora, C.; Neale, S.; Demissew, S.; Simmonds, M. y Ronsted, N. 2015. Evolutionary history and leaf succulence as explanations for medicinal use in aloes and the global popularity of *Aloe vera*. *B.M.C. Evolutionary Biology*, 15(29): 1-12.
- Gresel, J. y Valverde, B. 2009. A strategy to provide long-term control of weedy rice while mitigating herbicide resistance transgene flow, and its potential use for other crops with related weeds. *Pest Management Science*, 65: 723–731.
- Hamman, J. 2008. Composition and applications of *Aloe vera* leaf gel. *Molecules*, 13: 1599-1616.
- Hernández, L.; Rodríguez, R.; Jasso, R. y Angulo, J. 2002. *Aloe vera* Response to plastic mulch and nitrogen. *Trend in new crops and new uses*. J. Janick y A. Whipkey (Eds) *ASHS Press, Alexandria*, Págs. 570-574.
- Huang, X.; Yang, J.; Gong, Y.; Zhao, Q.; Feng, H.; Gong, W.; Li, W.; Zhan, B.; Cheng, J.; Xia, N.; Chen, Z.; Hao, K.; Liu, C.; Zhu, T.; Huangl, Q.; Zhao, L.; Zhang, D.; Fan, C.; Zhou, Y.; Lu, Q.; Weng, Z.; Wang, X.; Li, J. y Han, B. 2015. Genomic analysis of hybrid rice varieties reveals numerous superior alleles that contribute to heterosis. *Nature Communications*, 6(6258): 1-9.
- Imery, J. 2002. Anormalidades cromosómicas en la microsporogénesis de *Aloe vera* (L.) Burm. f. (Aloaceae). Trabajo para ascender a la categoría de Profesor Agregado. Departamento de Biología, Universidad de Oriente, Cumaná.
- Imery, J. 2007a. Caracterización genética de parentales e híbridos diploides [VS] y triploides [VVS] entre *Aloe vera* (L.) Burm.f. [2V,4V] y *Aloe saponaria* Haw.

- [2S] (Aloaceae). Tesis Doctoral. Postgrado en Botánica. Universidad Central de Venezuela. Caracas.
- Imery, J. 2007b. Inestabilidad cariológica durante la formación de células madres del polen en *Aloe vera* (Aloaceae). *Revista de Biología Tropical*, 55: 805-813.
- Imery, J. 2012a. Biología, cultivo y mejoramiento genético de *Aloe vera* (L.) Burm.f. (Aloaceae). Trabajo para ascender a la categoría de Profesor Titular. Departamento de Biología, Universidad de Oriente, Cumaná.
- Imery, J. 2012b. *Aloe vera*. In: Genetic resources, chromosome engineering, and crop improvement. Medicinal plant. Vol. 6. Singh, R. (ed.) CRC Press. Boca Ratón. USA. Págs. 849-886.
- Imery, J. y Caldera, T. 2002. Estudio cromosómico comparativo de cinco especies de *Aloe* (Aloaceae). *Acta Botánica Venezuelica*, 25(1): 47-66.
- Imery, J. y Cequea, H. 2001. Evaluación citogenética de la generación M₁V₂ de tetraploides experimentales en sábila (*Aloe vera* L.). *Revista Científica UDO Agrícola*, 1(1): 29-33.
- Imery, J. y Cequea, H. 2002. Anormalidades cromosómicas en la microsporogénesis de *Aloe vera* (L.) Burm. f. (Aloaceae). *Acta Botanica Venezuelica*, 25(2): 143-152.
- Imery, J. y Cárdenas, Y. 2006. Durabilidad de la capacidad germinativa del polen en *Aloe vera* (L.) Burm. f. y *A. saponaria* Haw. *Revista Científica UDO Agrícola*, 6(1): 67-75.
- Imery J. y Cequea, H. 2008. Autoincompatibilidad y protandria en poblaciones naturalizadas de *Aloe vera* de la Península de Araya, Venezuela. *Polibotánica*, 26: 113-125.
- Imery, J.; Raymúndez, M. y Menéndez, A. 2008. Karyotypic variability in experimental diploid and triploid hybrids of *Aloe vera* x *A. saponaria*. *Cytologia*, 73: 305-311.
- Imery, J. y Cequea, H. 2012. Estudio morfológico y citogenético del híbrido experimental *Aloe vera* (L.) Burm. f. x *A. jacksonii* Reyn. *Revista Científica UDO Agrícola*, 12(2): 267-274.
- Imery, J. y Ozols, W. 2017. Atributos biológicos y terapéuticos de la sábila (*Aloe vera*). *Saber*, 29: 267-281.
- Izhaki, I. 2002. Emodin – a secondary metabolite with multiple ecological functions in higher plants. *New Phytologist Journal*, 155: 205-217.

- Jackson, R. 1976. Evolution and systematic significance of polyploidy. *Annual Review of Ecology*, 7: 209-234.
- Kalinganire, A.; Harwood, C.; Slee, M. y Simona, A. 2000. Floral structure, stigma receptivity and pollen viability in relation to protandry and self-incompatibility in silky oak (*Grevillea robusta* A. Cunn.). *Annals of Botany*, 86: 133-148.
- Klopper, R. y Smith, G. 2007. The genus *Aloe* (Asphodelaceae: Aloioideae) in Namaqualand, South Africa. *Haseltonia*, 13: 38-51.
- Kumar, G. y Rai, P. 2006. Comparative genotoxic potential of mercury and cadmium in Soybean. *Turk Journal Biology*, 29: 353-362.
- Langhorst, J.; Wulfert, H.; Lauche, R.; Klose, P.; Cramer, H.; Dobos, G. y Korzenik, J. 2015. Systematic Review of Complementary and Alternative Medicine Treatments in Inflammatory Bowel Diseases. *Journal of Crohn's and Colitis*, 12: 86-106.
- Larionova, M.; Menéndez, R.; Hernández, O. y Fusté, V. 2004. Estudio químico de los polisacáridos presentes en *Aloe vera* L. y *Aloe arborescens* Miller cultivados en Cuba. *Revista Cubana de Plantas Medicinales*, 9: 146-148.
- Lattoo, S.; Khan, S.; Bamotra, S. y Dhar, A. 2006. Cytomixis impairs meiosis and influences reproductive success in *Chlorophytum comosum* (Thunb.) Jacq. - an additional strategy and possible implications. *Journal Bioscience*, 31: 629-637.
- Levan, A.; Fredga, K. y Sandberg, A. 1964. Nomenclature for centromeric position on chromosomes. *Hereditas*, 52: 201-220.
- Machado, R. y Miranda, J. 2003. Heterosis expression in crosses between maize populations. *Scientia Agricola*, 60(3): 519-524.
- Marshak, A. 1934. Chromosomes and compatibility in the Aloineae. *American Journal of Botany*, 21: 592-597.
- Mata, Y. 2016. Morfología y citogenética de *Agave cocui* Trel. y *Agave desmettiana* Jacobi (Agavaceae). Trabajo de pregrado. Departamento de Biología, Universidad de Oriente, Cumaná.
- Mata, Y.; Imery, J. y Cequea, H. 2017. Estudio cariotípico en plantas de *Agave cocui* Trelease (asparagaceae) nativas del estado Sucre, Venezuela. *Saber*, 29: 174-182.
- Matos, A. y Molina, J. 1997. Estudio citogenético en células radicales de *Aloe vera* L. *Revista de la Facultad de Agronomía L.U.Z.*, 14(2): 173-182.

- Mendes, A.; Pagliarini, M.; Da Silva, N. y Borges, C. 2001. Meiotic instability in invader plants of signal grass *Brachiaria decumbens* Stapf (Gramineae). *Acta Scientiarum*, 2: 619-625.
- Mendes, A.; Pagliarini, M.; Da Silva, N. y Borges, C. 2006. Anormal spindle orientation during microsporogenesis in an interspecific *Brachiaria* (Gramineae) hybrid. *Genetics and Molecular Biology*, 29: 122-125.
- Molero, T. y Vilorio, M. 2016. Avances en las investigaciones genéticas de *Aloe vera* (L.) Burm. f. *Boletín del Centro de Investigaciones Biológicas L.U.Z.*, 50(1): 63-81.
- Moquammel, H. y Biswajit, G. 2013. High frequency microcloning of *Aloe vera* and their true-to-type conformity by molecular cytogenetic assessment of two years old field growing regenerated plants. *Botanical Studies*, 6: 1-10.
- Natali, L.; Giordani, T.; Polizzi, E.; Pugliesi, C.; Fambrini, M. y Cavallini, A. 1998. Genomic alterations in the interspecific hybrid *Helianthus annuus* x *Helianthus tuberosus*. *Theor. Appl. Genet.*, 97: 1240-1247.
- Neto, O.; Karsburg, I. y Yoshitome, E. 2006. Viabilidade e germinabilidade polínica de populações de jurubeba (*Solanum paniculatum*). *Revista de Ciências Agro-Ambientais, Alta Floresta*, 4: 67-74.
- Newton, L. 2004. Aloes in habitat. In: Reynolds, T. (ed.), *Aloes. The Genus Aloe*. Boca Ratón, CRC Press. Págs. 3-14.
- Nirmala, A. y Rao, P. 1996. Genesis of chromosome numerical mosaicism in higher plants. *Nucleus*, 39: 151-175.
- Noor, A.; Gunasekaran, S.; Soosai, A. y Vijayalakshmi, M. 2008. Antidiabetic activity of *Aloe vera* and histology of organs in streptozotobin-induced diabetic rats. *Current Science*, 94: 1070-1076.
- Oliveira, C.; Schenkel, E.; Gosmann, G.; Palazzo, J.; Auler, L. y ROS, P. 2007. *Farmacognosia: da planta ao medicamento*. Editora Da UFRGS. Sexta edición. Brasil.
- Pagliarini, M. 2000. Meiotic behaviour of economically important plant species: the relationship between fertility and male sterility. *Genetics and Molecular Biology*, 23: 997-1002.
- Palmer, R.; Sun, H. y Zhao, L. 2000. Genetics and cytology of chromosome inversions in Soybean Germplasm. *Crop Science*, 40: 683-687.

- Palomino, G. 2000. Genome analysis of Mexican flora. *Genetic and Molecular Biology*, 23: 921-924.
- Papa, R. y P. Gepts. 2004. Gene Flow Between Crops and Their Wild Progenitors. (ed) Robert Goodman. *Encyclopedia of Plant and Crop Science*. CRC Press. Florida. Págs. 488-491.
- Patel, R.; Garg, R.; Erande, S. y Maru, G. 2007. Chemopreventive herbal anti-oxidants: current status and future perspectives. *Journal of Clinical Biochemistry and Nutrition*, 40: 82-91.
- Pérez, G. y Mendoza, A. 2002. Morfología vegetal neotropical. *Revista de Biología Tropical*, 50: 3-4.
- Poehlman, J. y Allen, D. 2005. *Mejoramiento genético de las cosechas*. Editorial Limusa, S.A. Segunda edición. D.F. México.
- Poggio, L. y Naranjo, C. 2004. "Citogenética". En: "Biotecnología y mejoramiento vegetal". Ediciones INTA. <<http://www.inta.gov.ar/ediciones/2004/biotec/parte2/cap5.pdf>> (01/02/2018).
- Porch, T. y Jahn, M. 2001. Effects of high-temperature stress on microsporogenesis in heat-sensitive and heat-tolerant genotypes of *Phaseolus vulgaris*. *Plant, Cell & Environment*, 24: 723-731.
- Pulakesh, P. y Mukherjee, A. 2014. Cytomorphological studies of *Aloe variegata* L. and *Aloe zebrina* Baker (Xanthorrhoeaceae) by an Image Analyzing System. *Cytologia*, 79(2): 281-286.
- Ramachandra, C. y Srinivasa, P. 2008. Processing of *Aloe vera* leaf gel: A review. *American Journal of Agricultural and Biological Sciences*, 3: 502-510.
- Reynolds, G. 1950. *The Aloes of South Africa*. Aloes of South Africa books Foundation. Johannesburg.
- Rice, W. y Chippindale, A. 2001. Sexual recombination and the power of natural selection. *Science*, 294: 555-559.
- Richardson, J.; Smith, J.; McIntyre, M.; Thomas, R. y Pilkington, K. 2005. *Aloe vera* for preventing radiation-induced skin reactions: A systematic literature review. *Clinical Oncology*, 17: 478-484.
- Riley, H. y Majumdar, S. 1979. *The Aloinae: A biosystematic survey*. The University Press, Kentucky.

- Rivas, J. 2002. *La sábila. Manual enciclopédico sobre su uso y aplicaciones*. Editorial Panapo. Caracas.
- Rosaspini, R. 1996. *Aloe vera, una planta milagrosa*. Equipo de investigación nueva era. Ediciones Continente. Buenos Aires.
- Rowley, G. 1997. *A history of succulent plants*. Strawberry Press. Mill Valley.
- Salmerón, Y. 2006. Caracterización de la tolerancia a *Erwinia chrysanthemi* en 22 especies de *Aloe* (Aloaceae). Trabajo de pregrado. Departamento de Biología. Universidad de Oriente, Cumaná.
- Sánchez, E.; Arrieta, J.; Lobo, A. y Espinoza, A. 2009. Assessment of gene flow from a herbicide-resistant indica rice (*Oryza sativa* L.) to the Costa Rican weedy rice (*Oryza sativa*) in Tropical America: factors affecting hybridization rates and characterization of F1 hybrids. *Transgenic Research*, 4: 633- 647.
- Sánchez, Y. y Raymúndez, M. 2017. Análisis del cariotipo del híbrido natural *Aloe x spinosissima* y de sus parentales *Aloe arborescens* y *Aloe humilis*, mediante bandeo cromosómico C, CMA y DAPI. *Rodriguésia*, 68(4): 1263-1272.
- Sapre, A. 1975. Meiosis and pollen mitosis in *Aloe barbadensis* Mill. (*A. perfoliata* var. *vera* L., *A. vera* Auth. Non Mill.) *Cytologia*, 40: 525-533.
- Sapre, A. 1978. Karyotype of *Aloe barbadensis* Mill.: a reinvestigation. *Cytologia*, 43: 237-241.
- Sayuri, K.; Suely, M. y Borges, C. 2005. Microsporogenesis in tetraploid accessions of *Brachiaria nigropedata* (Ficalho & Hiern) Stapf (Gramineae). *Biocell*, 29: 295-301.
- Schnee, L. 1984. *Plantas comunes de Venezuela*. Tercera edición. Universidad Central de Venezuela. Ediciones de la Biblioteca. Caracas.
- Seijo, G. 2001. Análisis citogenético de *Lathyrus annuus* L. *Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica*, 37: 81-85.
- Shamina, N.; Dorogova, N.; Trunova, S. 2000. Radial spindle and the phenotype of the maize meiotic mutant, *dv*. *Cell Biology International*, 24: 729-736.
- Sheidai, M.; Koobaz, P. y Zehzad, B. 2003. Meiotic studies of some *Avena* species and populations in Iran. *Journal of Sciences*, 14: 121-131.
- Shen, G.; Zhan, W.; Chen, H. y Xing, Y. 2014. Dominance and epistasis are the main contributors to heterosis for plant height in rice. *Plant Science*, 215: 11-18.

- Sheng, C.; Kai, L.; Chun, C.; Chia, F. y Chih, L. 2007. Aloe –emodin-induced apoptosis in human gastric carcinoma cells. *Food Chemical Toxicology*, 45: 2292-2303.
- Singh, R. 2003. *Plant cytogenetics*. Segunda edición. CRC Press. Boca Ratón.
- Smith, G. y Van-Wyk, B. 2008. *Aloes in Southern Africa*. Struik Pub. Cape Town.
- Snoad, B. 1951. Chromosome numbers of succulent plants. *Heredity*, 5: 279-287.
- Sokal, J. y Rohlf, J. 1979. *Biometría. Principios y métodos estadísticos en la investigación biológica*. H. Blume Edic. Barcelona.
- Stebbins, G. 1971. *Chromosomal evolution in higher plant*. Edward Arnold Pub. Ltd. London.
- Sunderland, N. y Roberts, M. 1977. New approaches to pollen culture. *Nature*, 270: 236-238.
- Tapia, F.; Mercado, P. y Monroy, A. 1999. Cambios en la longitud cromosómica total en tres poblaciones de *Prosopis laevigata* (Fabaceae). Implicaciones genecológicas y evolutivas. *Anales del Instituto de Biología Universidad Nacional Autónoma de México, Serie Botánica*, 70(1): 13-28.
- Techio, V.; Chamma, L. y Pereira, A. 2006. Meiosis in elephant grass (*Pennisetum purpureum*), pearl Mollet (*Pennisetum glaucum*) (Poaceae, Poales) and their interspecific hybrids. *Genetics and Molecular Biology*, 29: 353-362.
- Tel-Zur, N.; Abbo, S. y Mizrahi, Y. 2005. Cytogenetics of semi-fertile triploid and aneuploid intergeneric Vine Cacto hybrids. *Journal of Heredity*, 96: 124-131.
- Tian, J.; Liu, J.; Zhang, J.; Hu, Z. y Chen, X. 2003. Fluorescence studies on the interactions of babaloin with bovine serum. *Chemical and Pharmaceutical Bulletin*, 51: 579-582.
- Treutlein, J.; Smith, G.; Van-Wyk, B. y Wink, M. 2003. Phylogenetic relationships in Asphodelaceae (Subfamily Alooideae) inferred from chloroplast DNA sequences (*rbcL*, *matK*) and from genomic fingerprinting (ISSR). *Taxon*, 52: 193-207.
- Van-Wyk, B. y Smith, G. 1996. *Guide to the Aloes of South Africa*. Briza Pub., Pretoria. South Africa.
- Vargas, T.; Xena, N.; Vidal, M.; Oropeza, M. y García, E. 2008. Genetic stability of *Solanum tuberosum* l. cv. Desiree plantlets obtained from embryogenic cell suspension cultures. *Interciencia*, 33: 213-218.

- Vásquez, E. 2015. Hibridación entre biotipos de arroz maleza y variedades resistentes a imidazolinonas: análisis morfológico y vigor híbrido. Trabajo de pregrado. Escuela de Biología, Universidad de Costa Rica, Montes de Oca, Costa Rica.
- Vega, A.; Ampuero, N.; Díaz, L. y Lemus, R. 2005. El *Aloe vera* (*Aloe barbadensis* Miller) como componente de alimentos funcionales. *Revista Chilena de Nutrición*, 32: 208-214.
- Velásquez, 2009. Caracterización de la heterocromatina constitutiva en siete especies de *Aloe* L. (Aloaceae). Trabajo de pregrado. Departamento de Biología. Universidad de Oriente, Cumaná.
- Velásquez, P. e Imery, J. 2015. Evaluación cariotípica de siete especies de *Aloe* L. (Xanthorrhoeaceae). *Acta Botánica Venezuelica*, 38(1): 1-17.
- Vij, S.; Sharma, M. y Toor, I. 1980. Cytogenetical investigations into some garden ornamentals. II. The genus *Aloe* L. *Cytologia*, 45: 515-532.
- Vogler, B. Y Ernst, E. 1999. *Aloe vera*: a systematic review of its clinical effectiveness. *British Journal of General Practice*, 49: 823-828.
- Wang, Z.; Zhou, J. y Huang, Z. 2004. *Aloe* polysaccharides mediated radioprotective effect through the inhibition of apoptosis. *Journal of Radiation Research*, 45: 447-454.
- White, M. 1978. *Modes of Speciation*. Freeman, San Francisco, California.
- Yanagihara, S.; Fukuta, Y.; Noda, T.; Wissuwa, M. y Kumashiro; T. 2010. Genetic improvement of rice varieties for Africa under new research. Partnerships to realize Africa Rice potential. *JIRCAS*, 6: 1-6.
- Yang, X.; Makaroff, C. y Ma, H. 2003. The *Arabidopsis* male meiocyte death1 gene encodes a phd-finger protein that is required for male meiosis. *The Plant Cell*, 15: 1281-1295.
- Zonneveld, B. 2002. Genome size analysis of selected species of *Aloe* (Aloaceae) reveals the most primitive species and results in some new combinations. *Bradleya*, 20: 5-12.
- Zonneveld B. 2015. Nuclear genome sizes of 343 accessions of wild collected *Haworthia* and *Astroloba* (Asphodelaceae, Alooideae), compared with the genome sizes of *Chortolirion*, *Gasteria* and 83 *Aloe* species. *Plant Systematics and Evolution*, 301(3): 931-953.

ANEXOS

RASGO: NÚMERO DE HOJAS

Análisis de Kruskal-Wallis KW = 33,4439 ($p = 0,000445696$). Diferencias entre genotipos

Promedios para el número de hojas en híbridos y parentales *Aloe vera* y *A. jucunda*.

<i>Genotipos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
11	18,9	H
9	20,0	HG
8	21,0	GF
7	22,0	FE
4	22,0	FE
3	23,0	ED
10	24,0	DC
1	24,0	DC
12	24,9	CB
2	25,0	CB
6	26,0	BA
5	27,0	A

Genotipos 1-10= híbridos, 11= *Aloe jucunda*, 12= *Aloe vera*

Letras iguales indican promedios estadísticamente similares según prueba de mínima diferencia significativa ($\alpha=0,05$).

Anexo 1. Determinación de diferencias entre los dos parentales y los híbridos experimentales (*Aloe jucunda* x *A. vera*) en cada una de las variables morfológicas evaluadas.

RASGO: LONGITUD DE LA HOJA (cm)

ANOVA para la longitud de las hojas en híbridos y parentales *Aloe vera* y *A. jucunda*.

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	
Entre grupos	4153,04	11	377,5490	191,76	*
Intra grupos	47,25	24	1,9689		
Total (Corr.)	4200,30	35			

*: Diferencias significativas ($\alpha=0,05$).

Promedios para la longitud de la hojas (cm) en híbridos y parentales *Aloe vera* y *A. jucunda*.

<i>Genotipos</i>	<i>Media (cm)</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
11	7,21	G
10	21,43	F
9	24,83	E
7	27,17	ED
4	27,53	D
8	27,57	D
5	28,13	D
3	29,77	DC
1	31,00	CB
6	32,07	CB
2	32,40	B
12	57,37	A

Genotipos 1-10= híbridos, 11= *Aloe jucunda*, 12= *Aloe vera*

Letras iguales indican promedios estadísticamente similares según prueba de ámbitos múltiples de Duncan ($\alpha=0,05$).

Anexo 1. Continuación.

RASGO: ANCHO DE LA HOJA (mm)**ANOVA para el ancho de las hojas en híbridos y parentales *Aloe vera* y *A. jucunda*.**

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>
Entre grupos	4298,89	11	390,8090	94,50 *
Intra grupos	99,25	24	4,1354	
Total (Corr.)	4398,14	35		

*: Diferencias significativas ($\alpha=0,05$).**Promedios para el ancho de las hojas (mm) en híbridos y parentales *Aloe vera* y *A. jucunda*.**

<i>Genotipos</i>	<i>Media (mm)</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
11	15,67	F
10	28,06	E
5	29,55	E
9	30,21	ED
6	33,43	D
3	36,91	C
4	37,43	C
8	37,47	C
1	38,17	C
2	39,66	CB
7	41,81	B
12	64,60	A

Genotipos 1-10= híbridos, 11= *Aloe jucunda*, 12= *Aloe vera*Letras iguales indican promedios estadísticamente similares según prueba de ámbitos múltiples de Duncan ($\alpha=0,05$).

Anexo 1. Continuación.

RASGO: ESPESOR DE LA HOJA (mm)

ANOVA para el espesor de las hojas en híbridos y parentales *Aloe vera* y *A. jucunda*.

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	
Entre grupos	301,87	11	27,4425	20,10	*
Intra grupos	32,76	24	1,3652		
Total (Corr.)	334,63	35			

*: Diferencias significativas ($\alpha=0,05$).

Promedios para el espesor de las hojas (mm) en híbridos y parentales *Aloe vera* y *A. jucunda*.

<i>Genotipos</i>	<i>Media (mm)</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
11	9,42	F
5	14,92	E
4	16,44	ED
1	16,85	EDC
6	16,87	EDC
8	17,48	DCB
9	18,16	DCB
2	18,29	DCB
7	19,00	CB
10	19,01	CB
3	19,63	B
12	21,63	A

Genotipos 1-10= híbridos, 11= *Aloe jucunda*, 12= *Aloe vera*

Letras iguales indican promedios estadísticamente similares según prueba de ámbitos múltiples de Duncan ($\alpha=0,05$).

Anexo 1. Continuación.

RASGO: VOLUMEN DE LA HOJA (ml)

ANOVA para el volumen de las hojas en híbridos y parentales *Aloe vera* y *A. jucunda*.

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	
Entre grupos	86504,40	11	7864,0400	199,64	*
Intra grupos	945,39	24	39,3912		
Total (Corr.)	87449,80	35			

*: Diferencias significativas ($\alpha=0,05$).

Promedios para el volumen de las hojas (ml) en híbridos y parentales *Aloe vera* y *A. jucunda*.

<i>Genotipos</i>	<i>Media (ml)</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
11	2,81	G
10	29,92	F
5	32,49	F
9	35,67	FE
4	44,32	ED
8	47,26	DC
6	48,80	DC
1	52,05	DCB
7	56,48	CB
3	56,52	CB
2	61,61	B
12	211,08	A

Genotipos 1-10= híbridos, 11= *Aloe jucunda*, 12= *Aloe vera*

Letras iguales indican promedios estadísticamente similares según prueba de ámbitos múltiples de Duncan ($\alpha=0,05$).

Anexo 1. Continuación.

RASGO: NÚMERO DE HIJUELOS

ANOVA para el número de hijuelos en híbridos y parentales *Aloe vera* y *A. jucunda*.

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	
Entre grupos	260,25	11	23,6589	191,83	*
Intra grupos	2,96	24	0,1233		
Total (Corr.)	263,21	35			

*: Diferencias significativas ($\alpha=0,05$).

Promedios para el número de hijuelos en híbridos y parentales *Aloe vera* y *A. jucunda*.

<i>Genotipos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
6	2,0	F
10	2,0	F
7	3,0	E
3	4,0	D
5	4,0	D
2	4,0	D
1	4,0	D
11	4,1	D
12	6,8	C
4	9,0	B
8	9,0	B
9	10,0	A

Genotipos 1-10= híbridos, 11= *Aloe jucunda*, 12= *Aloe vera*

Letras iguales indican promedios estadísticamente similares según prueba de ámbitos múltiples de Duncan ($\alpha=0,05$) a partir de datos transformados con $\sqrt{x}$.

Anexo 1. Continuación.

RASGO: NÚMERO DE DIENTES

ANOVA para el número de dientes laterales en hojas de híbridos y parentales *Aloe vera* y *A. jucunda*.

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	
Entre grupos	468,48	11	42,5895	681,43	*
Intra grupos	1,50	24	0,0625		
Total (Corr.)	469,98	35			

*: Diferencias significativas ($\alpha=0,05$).

Promedios para el número de dientes laterales en hojas de híbridos y parentales *Aloe vera* y *A. jucunda*.

<i>Genotipos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
11	19,75	H
9	21,50	G
7	22,50	F
2	22,50	F
10	23,00	E
4	23,00	E
6	23,00	E
3	23,50	D
8	23,50	D
1	24,00	C
5	26,00	B
12	34,95	A

Genotipos 1-10= híbridos, 11= *Aloe jucunda*, 12= *Aloe vera*

Letras iguales indican promedios estadísticamente similares según prueba de ámbitos múltiples de Duncan ($\alpha=0,05$), a partir de datos transformados con $\sqrt{x}$.

Anexo 1. Continuación.

RASGO: LONGITUD DE DIENTES (mm)

ANOVA para la longitud de los dientes laterales en hojas de híbridos y parentales *Aloe vera* y *A. jucunda*.

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	
Entre grupos	18,486	11	1,6805	15,55	*
Intra grupos	2,593	24	0,1081		
Total (Corr.)	21,079	35			

*: Diferencias significativas ($\alpha=0,05$).

Promedios para la longitud (mm) de los dientes laterales en hojas de híbridos y parentales *Aloe vera* y *A. jucunda*.

<i>Genotipos</i>	<i>Media (mm)</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
11	1,38	C
12	2,75	B
10	2,95	B
5	2,98	B
6	3,55	A
8	3,60	A
1	3,64	A
7	3,73	A
2	3,74	A
9	3,87	A
4	3,96	A
3	4,05	A

Genotipos 1-10= híbridos, 11= *Aloe jucunda*, 12= *Aloe vera*

Letras iguales indican promedios estadísticamente similares según prueba de ámbitos múltiples de Duncan ($\alpha=0,05$).

Anexo 1. Continuación.

RASGO: NÚMERO DE MANCHAS EN LA CARA ADAXIAL

ANOVA para el número de manchas en la cara adaxial de las hojas en híbridos y parentales *Aloe vera* y *A. jucunda*.

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	
Entre grupos	19173,6	11	1743,0500	24,92	*
Intra grupos	1678,95	24	69,9564		
Total (Corr.)	20852,5	35			

*: Diferencias significativas ($\alpha=0,05$).

Promedios para el número de manchas en la cara adaxial de las hojas en híbridos y parentales *Aloe vera* y *A. jucunda*.

<i>Genotipos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
12	0,00	F
10	24,33	E
5	39,33	D
9	44,00	D
8	50,00	DC
11	51,13	DC
2	61,67	CB
6	69,67	BA
7	71,33	BA
4	76,00	BA
3	77,67	A
1	78,67	A

Genotipos 1-10= híbridos, 11= *Aloe jucunda*, 12= *Aloe vera*

Letras iguales indican promedios estadísticamente similares según prueba de ámbitos múltiples de Duncan ($\alpha=0,05$) a partir de datos transformados con $\sqrt{(x+1/2)}$.

Anexo 1. Continuación.

RASGO: NÚMERO DE MANCHAS EN LA CARA ABAXIAL

ANOVA para el número de manchas en la cara abaxial de las hojas en híbridos y parentales *Aloe vera* y *A. jucunda*.

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	
Entre grupos	129179,00	11	11743,500	69,29	*
Intra grupos	4067,81	24	169,492		
Total (Corr.)	133247,00	35			

*: Diferencias significativas ($\alpha=0,05$).

Promedios para el número de manchas en la cara abaxial de las hojas en híbridos y parentales *Aloe vera* y *A. jucunda*.

<i>Genotipos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
12	0,00	F
10	149,00	E
9	170,33	ED
5	178,67	DC
6	180,33	DC
8	183,33	DC
1	199,00	C
2	202,67	CB
3	222,33	BA
7	223,00	BA
11	225,37	BA
4	235,00	A

Genotipos 1-10= híbridos, 11= *Aloe jucunda*, 12= *Aloe vera*

Letras iguales indican promedios estadísticamente similares según prueba de ámbitos múltiples de Duncan ($\alpha=0,05$) a partir de datos transformados con $\sqrt{(x+1/2)}$.

Anexo 1. Continuación.

RASGO: ÁREA DE LAS MANCHAS EN LA CARA ADAXIAL (mm²)

ANOVA para el área de las manchas por la cara adaxial de las hojas en híbridos y parentales *Aloe vera* y *A. jucunda*.

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	
Entre grupos	1905,830	11	173,257	9,00	*
Intra grupos	461,775	24	19,241		
Total (Corr.)	2367,600	35			

*: Diferencias significativas ($\alpha=0,05$).

Promedios para el área (mm²) de las manchas por la cara adaxial de las hojas en híbridos y parentales *Aloe vera* y *A. jucunda*.

<i>Genotipos</i>	<i>Media (mm²)</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
12	0,00	F
11	1,82	FE
9	8,26	ED
10	10,58	D
3	11,90	DC
5	13,18	DCB
8	15,43	DCBA
1	18,78	CBA
4	20,62	BA
6	21,26	BA
2	21,55	A
7	21,97	A

Genotipos 1-10= híbridos, 11= *Aloe jucunda*, 12= *Aloe vera*

Letras iguales indican promedios estadísticamente similares según prueba de ámbitos múltiples de Duncan ($\alpha=0,05$).

Anexo 1. Continuación.

RASGO: ÁREA DE LAS MANCHAS EN LA CARA ABAXIAL (mm²)

ANOVA para el área de las manchas por la cara abaxial de las hojas en híbridos y parentales *Aloe vera* y *A. jucunda*.

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	
Entre grupos	2082,08	11	189,2800	9,23	*
Intra grupos	492,09	24	20,5038		
Total (Corr.)	2574,17	35			

*: Diferencias significativas ($\alpha=0,05$).

Promedios para el área (mm²) de las manchas por la cara abaxial de las hojas en híbridos y parentales *Aloe vera* y *A. jucunda*.

<i>Genotipos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
12	0,00	D
11	0,93	D
9	6,48	DC
5	9,92	C
10	10,10	C
8	13,40	CB
3	13,76	CB
6	13,76	CB
7	18,93	BA
2	20,96	BA
1	22,79	A
4	24,10	A

Genotipos 1-10= híbridos, 11= *Aloe jucunda*, 12= *Aloe vera*

Letras iguales indican promedios estadísticamente similares según prueba de ámbitos múltiples de Duncan ($\alpha=0,05$).

RASGO: ÁNGULO DE INSERCIÓN DE LAS HOJAS (°)

ANOVA para el ángulo de inserción de las hojas en híbridos y parentales *Aloe vera* y *A. jucunda*.

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	
Entre grupos	4877,76	11	443,432	14,20	*
Intra grupos	749,66	24	31,236		
Total (Corr.)	5627,42	35			

*: Diferencias significativas ($\alpha=0,05$).

Promedios para el ángulo de inserción de las hojas en híbridos y parentales *Aloe vera* y *A. jucunda*.

<i>Genotipos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
12	31,82	C
7	34,20	CB
3	34,74	CB
10	36,05	CB
6	37,83	CB
8	38,18	CB
2	38,35	CB
9	38,68	CB
1	39,16	CB
4	42,23	CB
5	43,20	B
11	78,30	A

Genotipos 1-10= híbridos, 11= *Aloe jucunda*, 12= *Aloe vera*

Letras iguales indican promedios estadísticamente similares según prueba de ámbitos múltiples de Duncan ($\alpha=0,05$).

Anexo 1. Continuación.

RASGO: ÁNGULO ENTRE HOJAS CONTINUAS (°)

ANOVA para el ángulo entre hojas continuas en híbridos y parentales *Aloe vera* y *A. jucunda*.

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	
Entre grupos	10580,9	11	961,9020	15,81	*
Intra grupos	1460,25	24	60,8436		
Total (Corr.)	12041,2	35			

*: Diferencias significativas ($\alpha=0,05$).

Promedios para el ángulo entre hojas continuas en híbridos y parentales *Aloe vera* y *A. jucunda*.

<i>Genotipos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
12	80,80	G
2	98,46	F
11	105,37	FE
10	117,74	ED
6	121,57	D
1	122,68	D
3	124,66	DC
9	126,23	DCB
7	126,49	DCB
4	138,08	CBA
8	139,40	BA
5	142,19	A

Genotipos 1-10= híbridos, 11= *Aloe jucunda*, 12= *Aloe vera*

Letras iguales indican promedios estadísticamente similares según prueba de ámbitos múltiples de Duncan ($\alpha=0,05$).

CROMOSOMA	Razón - F (Lc)	Razón - F (LR)	Razón - F (r)
L ₁ a	0,64 ns	0,71 ns	0,83 ns
L ₁ b	0,52 ns	1,70 ns	1,27 ns
L ₂ a	0,51 ns	0,96 ns	0,43 ns
L ₂ b	0,94 ns	0, 67 ns	1,17 ns
L ₃ a	0,97 ns	0,80 ns	0,34 ns
L ₃ b	0,55 ns	1,33 ns	0,34 ns
L ₄ a	1,37 ns	0,99 ns	0,47 ns
L ₄ b	0,51 ns	0,72 ns	0,64 ns
L ₅ a	0,44 ns	0,64 ns	1,64 ns
L ₅ b	1,07 ns	0,88 ns	1,13 ns
L ₆ a	0,53 ns	1,02 ns	0,92 ns
L ₆ b	0,49 ns	0,61 ns	1,05 ns
L ₇ a	1,84 ns	0,83 ns	1,18 ns
L ₇ b	0,49 ns	0,28 ns	1,48 ns

ns: indica diferencia no significativa ($\alpha=0,05$). L₁₋₄ a y b, son pares cromosómicos grandes y S₁₋₃ a y b son pares cromosómicos pequeños según Brandham (1971a).

Anexo 2. Determinación de diferencias entre los dos parentales y los híbridos experimentales (*Aloe jucunda* x *A. vera*) en las longitudes de cada uno de sus cromosomas.

Genotipo	Av	Aj	H ₁	H ₂	H ₃	H ₄	H ₅	H ₆	H ₇	H ₈	H ₉	H ₁₀
Par L ₁	1,759 ns	0,682 ns	0,467 ns	-0,581 ns	-0,040 ns	1,020 ns	0,603 ns	0,054 ns	-0,117 ns	0,295 ns	-0,277 ns	0,086 ns
Par L ₂	0,974 ns	-0,574 ns	0,750 ns	0,988 ns	-0,021 ns	-0,354 ns	-0,266 ns	3,293 *	-0,134 ns	0,152 ns	0,362 ns	0,618 ns
Par L ₃	-0,467 ns	0,610 ns	0,556 ns	0,268 ns	-0,373 ns	0,114 ns	0,891 ns	0,090 ns	0,080 ns	-0,239 ns	0,270 ns	-0,734 ns
Par L ₄	-0,451 ns	0,688 ns	0,411 ns	0,478 ns	0,429 ns	1,071 ns	1,048 ns	0,513 ns	0,667 ns	-0,010 ns	0,080 ns	-0,267 ns
Par S ₁	0,565 ns	0,731 ns	0,326 ns	1,681 ns	1,065 ns	-0,054 ns	0,714 ns	1,804 ns	0,819 ns	0,205 ns	1,003 ns	4,596 **
Par S ₂	-0,196 ns	0,984 ns	0,561 ns	0,113 ns	0,002 ns	1,363 ns	-0,081 ns	0,723 ns	0,297 ns	0,335 ns	0,628 ns	1,509 ns
Par S ₃	2,009 ns	0,281 ns	1,203 ns	2,191 ns	1,194 ns	2,190 ns	1,639 ns	1,070 ns	-0,201 ns	0,844 ns	0,048 ns	0,175 ns

Av: *Aloe vera*; Aj: *A. jucunda*; H₁-H₁₀: cada uno de los diez híbridos experimentales. Los valores representan el cálculo de t_s en la comparación de homólogos; ns: indica diferencia no significativa ($\alpha=0,05$); *: diferencia significativa ($\alpha=0,05$); **: diferencia muy significativa ($\alpha=0,01$). L₁, L₂, L₃ y L₄ son pares cromosómicos grandes y S₁, S₂ y S₃ son pares cromosómicos pequeños según Brandham (1971a).

Anexo 3. Análisis comparativo (t_s) entre las longitudes cromosómicas (Lc) de homólogos dentro de los dos parentales y los híbridos experimentales (*Aloe jucunda* x *A. vera*).

Genotipo	Av	Aj	H ₁	H ₂	H ₃	H ₄	H ₅	H ₆	H ₇	H ₈	H ₉	H ₁₀
Par L ₁	1,829 ns	1,821 ns	0,771 ns	-0,795 ns	-0,173 ns	0,971 ns	1,615 ns	0,036 ns	-0,421 ns	1,274 ns	-0,975 ns	0,063 ns
Par L ₂	1,347 ns	-0,759 ns	1,853 ns	1,300 ns	-0,152 ns	-0,377 ns	-0,514 ns	4,567 *	-1,210 ns	0,625 ns	0,917 ns	0,298 ns
Par L ₃	-0,738 ns	0,999 ns	0,565 ns	0,264 ns	-1,274 ns	0,105 ns	1,669 ns	0,163 ns	0,791 ns	-0,590 ns	0,498 ns	-1,047 ns
Par L ₄	-0,659 ns	1,314 ns	0,318 ns	0,622 ns	1,253 ns	1,081 ns	1,264 ns	0,776 ns	2,629 ns	-0,020 ns	0,078 ns	-0,240 ns
Par S ₁	0,494 ns	0,857 ns	0,404 ns	1,636 ns	1,783 ns	-0,046 ns	2,523 ns	2,662 ns	0,992 ns	0,491 ns	0,892 ns	2,919 *
Par S ₂	-0,185 ns	1,582 ns	0,362 ns	0,122 ns	-0,019 ns	1,491 ns	-0,193 ns	0,862 ns	0,781 ns	1,605 ns	1,899 ns	1,145 ns
Par S ₃	2,210 ns	0,326 ns	1,230 ns	1,920 ns	4,072 *	2,049 ns	4,077 *	1,353 ns	-0,689 ns	1,149 ns	-0,081 ns	0,116 ns

Av: *Aloe vera*; Aj: *A. jucunda*; H₁-H₁₀: cada uno de los diez híbridos experimentales. Los valores representan el cálculo de t_s en la comparación de homólogos; ns: indica diferencia no significativa ($\alpha=0,05$); *: diferencia significativa ($\alpha=0,05$). L₁, L₂, L₃ y L₄ son pares cromosómicos grandes y S₁, S₂ y S₃ son pares cromosómicos pequeños según Brandham (1971a).

Anexo 4. Análisis comparativo (t_s) entre las longitudes relativas (LR) de homólogos dentro de los dos parentales y los híbridos experimentales (*Aloe jucunda* x *A. vera*).

Genotipo	Av	Aj	H ₁	H ₂	H ₃	H ₄	H ₅	H ₆	H ₇	H ₈	H ₉	H ₁₀
Par L ₁	-0,507ns	-0,812ns	-0,352ns	-3,648 *	-4,012 *	-0,969ns	-0,353ns	-2,411ns	-1,053ns	-1,451ns	-9,719 ***	-0,825ns
Par L ₂	-0,469ns	-1,013ns	-4,566 *	-0,711ns	-0,981ns	-0,768ns	-1,820 ns	-0,532 ns	-1,429 ns	-0,682 ns	-2,662 ns	-0,715 ns
Par L ₃	-1,715ns	-1,039ns	-0,320ns	-1,476ns	-2,745ns	-0,221ns	-0,154 ns	-1,519 ns	-0,713 ns	-0,849 ns	-0,048 ns	-0,603 ns
Par L ₄	-1,269ns	-0,680ns	-2,430ns	-0,988ns	0,002 ns	-0,681ns	1,931 ns	-0,676 ns	-0,118 ns	-0,955 ns	-0,477 ns	-2,209 ns
Par S ₁	0,009 ns	-3,765 *	-2,938ns	0,710 ns	1,208 ns	-5,368 *	-0,587 ns	1,965 ns	-0,246 ns	-0,543 ns	-0,694 ns	1,061 ns
Par S ₂	-0,624ns	0,129 ns	-0,657ns	-0,501 ns	-0,716 ns	0,876 ns	-1,577 ns	-0,244 ns	-0,142 ns	-0,226 ns	0,101 ns	0,355 ns
Par S ₃	-0,844ns	-1,575ns	-0,272ns	-0,320 ns	-0,220 ns	-0,208 ns	0,203 ns	0,757 ns	-3,282 *	-0,650 ns	-1,452 ns	-0,655 ns

Av: *Aloe vera*; Aj: *A. jucunda*; H₁-H₁₀: cada uno de los diez híbridos experimentales. Los valores representan el cálculo de t_s en la comparación de homólogos; ns: indica diferencia no significativa ($\alpha=0,05$); *: diferencia significativa ($\alpha=0,05$); ***: diferencia altamente significativa ($\alpha=0,001$). L₁, L₂, L₃ y L₄ son pares cromosómicos grandes y S₁, S₂ y S₃ son pares cromosómicos pequeños según Brandham (1971a).

Anexo 5. Análisis comparativo (t_s) entre los índices de brazos (r) de homólogos dentro de los dos parentales y los híbridos experimentales (*Aloe jucunda* x *A. vera*).

HOJAS DE METADATOS

Hoja de Metadatos para Tesis y Trabajos de Ascenso – 1/6

Título	Caracterización morfológica y citogenética del híbrido experimental <i>Aloe jucunda</i> Reyn. x <i>Aloe vera</i> (L.) Burm. f. (Asphodelaceae)
Subtítulo	

Autor(es)

Apellidos y Nombres	Código CVLAC / e-mail	
Ozols Narbona, Wendy	CVLAC	11.349.209
	e-mail	wozolsnarbona@gmail.com
	e-mail	

Palabras o frases claves:

Hibridación
Atributos morfológicos
Cromosomas
Meiosis

Hoja de Metadatos para Tesis y Trabajos de Ascenso – 2/6

Líneas y sublíneas de investigación: Genética, Citogenética Vegetal, Fitomejoramiento

Área	Subárea
Ciencias	Biología
	Botánica
	Citogenética

Resumen (abstract):

La hibridación manual en plantas ha propiciado la obtención de genotipos promisorios que mejoran la rentabilidad de los cultivos que abastecen la alimentación mundial y, en algunos casos, de donde se obtienen productos para la fabricación de cosméticos y medicamentos. El género *Aloe* L. comprende plantas de gran interés económico a nivel mundial por sus propiedades medicinales y atributos ornamentales. En el presente trabajo se evaluaron rasgos morfológicos y citogenéticos en híbridos obtenidos experimentalmente, empleando a *A. jucunda* como especie donadora de los granos de polen y a *A. vera* como progenitor femenino, a fin de caracterizar a este nuevo genotipo, determinar sus potencialidades ornamentales y/o agronómicas y aspectos citogenéticos relacionados con su reproducción. Se aplicaron protocolos convencionales de estudios morfométricos y análisis citogenéticos descritos para plantas suculentas. La progenie mostró expresividad intermedia en la mayoría de las características vegetativas, excepto en el color de las hojas, flores y presencia de manchas (híbrido = *A. jucunda*), así como para la longitud de los dientes, número y área de las manchas foliares y ángulo entre hojas continuas, donde la mayoría de los híbridos superaron la expresión de ambos progenitores, confiriéndoles un elevado valor ornamental. La longitud, ancho y espesor de las hojas mejoraron considerablemente con respecto a la expresión del genoma paterno, por lo que no se descarta su potencial para la explotación del gel y acíbar de sus hojas. Las células meristemáticas subapicales evidenciaron un cariotipo descrito por la fórmula: $2n=2x=14=8L+6S=1L(sm_{sat})+1L(sm)+3L(st)+3L(sm_{sat})+1S(m)+5S(sm)$. Las constricciones secundarias fueron evidentes en uno de los brazos cromosómicos largos del par L_1 y L_3 , y en los dos brazos largos del par L_4 . Se evidenciaron heteromorfismos en las longitudes cromosómicas, relativas e índice “r” de los pares de homólogos en la mayoría de los descendientes. La evaluación de la microsporogénesis en el híbrido experimental evidenció anomalías cromosómicas en un 47,39% de los meiocitos estudiados, siendo las aberraciones meióticas más frecuentes la presencia de micronúcleos en profase I, cromosomas pegajosos en metafase I, uno o dos puentes dicéntricos acompañados o no con fragmentos acéntricos en anafase y telofase I y II, así como una o dos microsporas adicionales. El porcentaje de viabilidad de los granos de polen en este nuevo genotipo es de 31,57% y está estrechamente relacionado con las anomalías meióticas detectadas durante el proceso de microsporogénesis, ya que estas reducen su fertilidad y limitan sus posibilidades de reproducción sexual, evidenciándose en sus períodos de floración por la no formación de frutos y semillas en ninguno de los descendientes híbridos.

Hoja de Metadatos para Tesis y Trabajos de Ascenso – 3/6

Contribuidores:

Apellidos y Nombres	ROL / Código CVLAC / e-mail	
Imery, José	ROL	CA ☐ A ☒ S ☐ T ☐ U ☐ J ☐ U ☐
	CVLAC	8.650.956
	e-mail	joseimery@gmail.com
	e-mail	
Cequea, Hernán	ROL	CA ☐ A ☐ S ☐ T ☐ U ☐ J ☐ U ☒
	CVLAC	2.251.862
	e-mail	hcequearuiz@gmail.com
	e-mail	
Véliz, José	ROL	CA ☐ A ☐ S ☐ T ☐ U ☐ J ☐ U ☒
	CVLAC	7.711.312
	e-mail	velizja@gmail.com
	e-mail	

Fecha de discusión y aprobación:

Año Mes Día

2018	04	20
------	----	----

Lenguaje: SPA

Hoja de Metadatos para Tesis y Trabajos de Ascenso – 4/6

Archivo(s):

Nombre de archivo	Tipo MIME
Tesis-ozolsw.doc	Aplication/word

Alcance:

Espacial: _____ **(Opcional)**

Temporal: _____ **(Opcional)**

Título o Grado asociado con el trabajo: Licenciatura en Biología

Nivel Asociado con el Trabajo: Licenciada

Área de Estudio: Biología

Institución(es) que garantiza(n) el Título o grado: Universidad de Oriente

Hoja de Metadatos para Tesis y Trabajos de Ascenso – 5/6



UNIVERSIDAD DE ORIENTE
CONSEJO UNIVERSITARIO
RECTORADO

CUN°0975

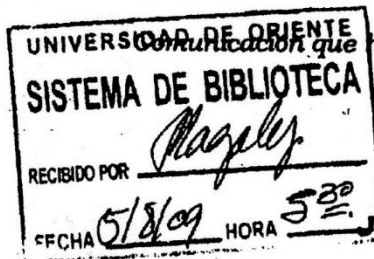
Cumaná, 04 AGO 2009

Ciudadano
Prof. JESÚS MARTÍNEZ YÉPEZ
Vicerrector Académico
Universidad de Oriente
Su Despacho

Estimado Profesor Martínez:

Cumplo en notificarle que el Consejo Universitario, en Reunión Ordinaria celebrada en Centro de Convenciones de Cantaura, los días 28 y 29 de julio de 2009, conoció el punto de agenda **"SOLICITUD DE AUTORIZACIÓN PARA PUBLICAR TODA LA PRODUCCIÓN INTELECTUAL DE LA UNIVERSIDAD DE ORIENTE EN EL REPOSITORIO INSTITUCIONAL DE LA UDO, SEGÚN VRAC N° 696/2009"**.

Leído el oficio SIBI – 139/2009 de fecha 09-07-2009, suscrita por el Dr. Abul K. Bashirullah, Director de Bibliotecas, este Cuerpo Colegiado decidió, por unanimidad, autorizar la publicación de toda la producción intelectual de la Universidad de Oriente en el Repositorio en cuestión.



Comunicación que hago a usted a los fines consiguientes.

Cordialmente,

JUAN A. BOLANOS CUNEL
Secretario



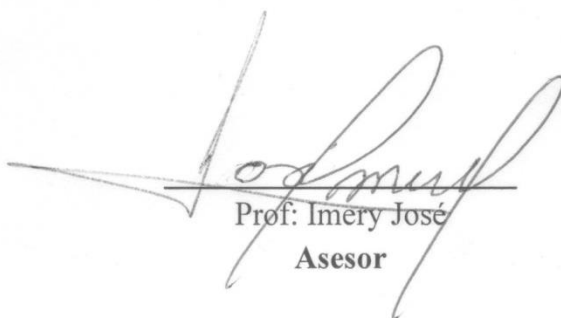
C.C: Rectora, Vicerrectora Administrativa, Decanos de los Núcleos, Coordinador General de Administración, Director de Personal, Dirección de Finanzas, Dirección de Presupuesto, Contraloría Interna, Consultoría Jurídica, Director de Bibliotecas, Dirección de Publicaciones, Dirección de Computación, Coordinación de Teleinformática, Coordinación General de Postgrado.

JABC/YGC/maruja

Artículo 41 del REGLAMENTO DE TRABAJO DE PREGRADO (vigente a partir del II Semestre 2009, según comunicación CU-034-2009) : “los Trabajos de Grado son de la exclusiva propiedad de la Universidad de Oriente, y sólo podrán ser utilizados para otros fines con el consentimiento del Consejo de Núcleo respectivo, quien deberá participarlo previamente al Consejo Universitario para su autorización”.



Ozols Wendy
Autor



Prof: Imery José
Asesor